



HAL
open science

Prévention sanitaire des maladies virales du chat en refuge

Luna Berlemont

► **To cite this version:**

Luna Berlemont. Prévention sanitaire des maladies virales du chat en refuge. Médecine vétérinaire et santé animale. 2022. dumas-03975452

HAL Id: dumas-03975452

<https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-03975452v1>

Submitted on 6 Feb 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.

Année 2022

LA PRÉVENTION SANITAIRE DES MALADIES VIRALES CHEZ LE 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 27 Septembre 2022

par

Luna BERLEMONT

sous la direction de

Alain FONTBONNE

JURY

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

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



Version du 8 février 2022

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

M	Adjou	Karim	Professeur	DPASP
M	Audigjé	Fabrice	Professeur	DEPEC
M	Bellier	Sylvain	Professeur	DSBP
M	Blaga	Radu	Maître de conférences HDR	DPASP
M	Blot	Stephane	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	Loic	Professeur	DSBP
Mme	Dufour	Barbara	Professeur émérite	DPASP
M	Eloit	Marc	Professeur	DSBP
M	Fayolle	Pascal	Professeur émérite	DEPEC
M	Fédérighi	Michel	Professeur	DPASP
M	Fontbonne	Alain	Professeur	DEPEC
Mme	Gilbert	Caroline	Professeur	DSBP
M	Grandjean	Dominique	Professeur	DEPEC
Mme	Grimard-Ballif	Bénédictte	Professeur	DPASP
Mme	Haddad-Hoang Xuan	Nadia	Professeur	DPASP
M	Jouvion	Gregory	Professeur	DSBP
M	Kohlhauer	Matthias	Maître de conférences HDR	DSBP
Mme	Le Poder	Sophie	Professeur	DSBP
M	Manassero	Mathieu	Professeur	DEPEC
Mme	Maurey-Guénec	Christelle	Maître de conférences HDR	DEPEC
M	Millemann	Yves	Professeur	DPASP
M	Perrot	Sébastien	Maître de conférences HDR	DSBP
Mme	Pilot-Storck	Fanny	Professeur	DSBP
M	Ponter	Andrew	Professeur	DPASP
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	Benchezkroun	Ghita	Maître de conférences	DEPEC
Mme	Bertoni	Leïa	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	Constant	Fabienne	Maître de conférences	DPASP
Mme	Cordonnier-Lefort	Nathalie	Maître de conférences	DSBP
Mme	Crepeaux	Guillemette	Maître de conférences	DSBP
Mme	De Paula Reis	Alline	Maître de conférences	DPASP
Mme	Decambon	Adeline	Maître de conférences	DEPEC
M	Delsart	Maxime	Maître de conférences associé	DPASP
M	Desbois	Christophe	Maître de conférences	DEPEC
M	Deshuillers	Pierre	Maître de conférences	DSBP
M	Gauthier	Michel	Maître de conférences associé	DPASP
Mme	Guétin-Poirier	Valentine	Maître de conférences	DPASP
Mme	Jacquet	Sandrine	Ingénieur de recherche (DMV)	DEPEC
Mme	Lagrée	Anne-Claire	Maître de conférences	DSBP
Mme	Le Roux	Delphine	Maître de conférences	DSBP
Mme	Legrand	Chantal	Maître de conférences associé	DSBP
Mme	Marignac	Genevieve	Maître de conférences	DSBP
M	Maufré	Vincent	Maître de conférences	DPASP
Mme	Mtimet	Narjès	Maître de conférences	DPASP
Mme	Mespoulhès-Rivière	Céline	Ingénieur de recherche (DMV)	DEPEC
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	Ravary-Plumioën	Bérangère	Maître de conférences	DPASP
M	Reyes-Gomez	Edouard	Maître de conférences	DSBP
Mme	Risco-Castillo	Véronica	Maître de conférences	DSBP
Mme	Rose	Hélène	Maître de conférences associé	DSBP

Remerciements

Au Président du Jury de cette thèse, Professeur à l'EnvA (ou à la Faculté de Médecine de Créteil),

Je vous remercie pour votre participation à ce projet.

A M Fontbonne, Professeur à l'EnvA,

Je vous remercie pour vos conseils et la supervision de ce projet.

A Mme Le Poder, Professeur à l'EnvA,

Je vous remercie pour les retours effectués et le temps consacré à cette étude.

A Mme Verdu et Mme Rokbani,

Je vous remercie pour votre soutien et l'aide apportée pour mener ce projet.

Table des matières

Remerciements	3
Table des matières	5
Liste des figures	9
Liste des tableaux	11
Liste des abréviations	12
Introduction	13
Première partie : Étude bibliographique des virus félines présents en refuge et de leur prévention sanitaire	15
I. Les maladies virales du chat au sein des refuges	17
1. L'herpesvirose féline	17
1.1 Description générale.....	17
1.2 Prévalence et épidémiologie.....	18
1.3 Modes de transmission.....	19
1.3.1 Transmission directe.....	19
1.3.2 Transmission indirecte.....	20
1.4 Pathogénie et signes cliniques.....	20
1.4.1 Pathogénie.....	20
1.4.2 Signes cliniques.....	21
1.5 Méthodes diagnostiques.....	24
1.5.1 Détection virale.....	24
1.5.2 Détection des anticorps.....	25
2. Calicivirose féline	25
2.1 Description générale.....	25
2.2 Prévalence et épidémiologie.....	26
2.3 Modes de transmission.....	27
2.3.1 Transmission directe.....	27
2.3.2 Transmission indirecte.....	27
2.4 Pathogénie et signes cliniques.....	28
2.4.1 Pathogénie.....	28
2.4.2 Signes cliniques.....	29
2.5 Méthodes diagnostiques.....	31
2.5.1 Détection virale.....	31
2.5.2 Détection des anticorps.....	32
3. Panleucopénie infectieuse féline	32
3.1 Description générale.....	32
3.2 Prévalence et épidémiologie.....	33
3.3 Modes de transmission.....	33
3.3.1 Transmission directe.....	33
3.3.2 Transmission indirecte.....	34
3.4 Pathogénie et signes cliniques.....	34
3.4.1 Pathogénie.....	34
3.4.2 Signes cliniques.....	36
3.5 Méthodes diagnostiques.....	38
3.5.1 Détection virale.....	38
3.5.2 Détection des anticorps.....	39
4. Péritonite infectieuse féline	39
4.1 Description générale.....	39
4.2 Prévalence et épidémiologie.....	40
4.3 Modes de transmission.....	40
4.3.1 Transmission directe.....	40
4.3.2 Transmission indirecte.....	41

4.4	Pathogénie et signes cliniques.....	41
4.4.1	Pathogénie	41
4.4.2	Signes cliniques	42
4.5	Méthodes diagnostiques	45
5.	<i>Leucose et immunodéficience féline</i>	48
5.1	Description générale	48
5.2	Prévalence et épidémiologie	49
5.3	Modes de transmission	50
5.3.1	Transmission directe	50
5.3.2	Transmission indirecte	51
5.4	Pathogénie et signes cliniques.....	51
5.4.1	Pathogénie	51
5.4.2	Signes cliniques	55
5.5	Méthodes diagnostiques	57
5.5.1	Détection virale	57
5.5.2	Détection des anticorps.....	59
6.	<i>La vaccination comme moyen de prévention des maladies virales chez le chat</i>	61
6.1	Les différentes vaccinations.....	62
6.2	Les protocoles de vaccination.....	62
6.3	Les recommandations en refuge.....	64
II.	Étude bibliographique des recommandations de prévention sanitaire des maladies virales chez le chat en refuge.....	65
1.	<i>Les facteurs de risques en refuge : Leur importance et leur prévention dans la transmission des maladies virales chez le chat</i>	65
1.1	Données générales.....	65
1.2	Le contrôle des facteurs de risques et des contaminations	65
1.2.1	Hygiène des locaux.....	65
1.2.2	Limiter le stress	66
1.2.3	Quarantaine et infirmerie.....	66
1.2.4	Surveillance des animaux	66
1.2.5	Limiter la durée de présence des chats	67
1.3	La surpopulation en refuge, un risque majeur de transmission des maladies virales chez le chat.....	67
1.3.1	Anticiper la surpopulation.....	67
1.3.2	Les partenariats entre refuges comme moyen de lutter contre la surpopulation	68
1.3.3	La surpopulation et les adoptions, qu'en est-il ?	69
1.4	Le stress en refuge : un facteur majeur de la transmission des maladies virales chez le chat en refuge ...	69
1.4.1	Comment le stress impacte t'il la transmission des maladies virales ?.....	69
1.4.2	Quelles sont les sources de stress ?	70
1.4.3	Logement collectif ou individuel pour limiter le stress ?	70
1.4.4	Repérer le stress	72
1.4.5	Mesurer le stress.....	73
1.4.6	Comment diminuer le stress ?	74
1.5	Les maladies respiratoires, une prévention sanitaire spécifique.....	75
1.6	Faciliter les adoptions	77
1.6.1	Comment les adoptions influent sur la prévention sanitaire des maladies virales chez le chat en refuge ?	77
1.6.2	Comment favoriser les adoptions ?.....	77
2.	<i>La gestion du logement des chats pour limiter la transmission des virus</i>	78
2.1	Les grands principes d'hygiène.....	79
2.1.1	Sectorisation	79
2.1.2	Le principe de marche en avant.....	83
2.1.3	Le vide sanitaire	84
2.1.4	Comment bien nettoyer et désinfecter ?	84
2.2	Quantifier l'impact des mesures sanitaires	95
2.3	La gestion des admissions.....	96
2.4	La gestion de l'environnement et son enrichissement pour limiter le stress et la transmission des maladies virales	96

2.4.1	Les conditions ambiantes.....	96
3.	<i>La gestion des animaux malades pour limiter la propagation des virus</i>	98
3.1	Repérer les animaux malades	98
3.2	Qui isoler et comment ?	100
3.3	Réaction face à une suspicion d'épidémie.....	101
4	<i>L'importance de l'équipe et de sa formation dans la prévention sanitaire des maladies virales chez le chat</i>	102
Deuxième partie : Propositions d'amélioration de la prévention sanitaire des maladies virales suite à un enquête conduite parmi les refuges de la Société Protectrice des Animaux.....		104
I.	Buts et objectifs de l'étude	104
1.	<i>Objectif des questionnaires</i>	104
1.1	Objectif général de l'étude	104
1.2	Choix des éléments à inclure dans le questionnaire.....	104
1.2.1	Gestion des animaux, de leur admission à l'adoption.....	104
1.2.2	Les locaux nécessaires et leur aménagement.....	105
1.2.3	La vaccination efficace et dépistage des maladies virales.....	105
1.2.4	Maintien de l'hygiène au sein du refuge.....	106
1.2.5	La gestion du stress	106
1.2.6	L'importance de l'équipe et de sa formation	106
2.	<i>Matériel et méthode</i>	106
2.1	Définition et choix des refuges	106
2.2	Élaboration des questionnaires.....	107
2.2.1	Sources d'information	107
2.2.2	Rédaction des questionnaires.....	107
2.3	Format des questions.....	110
2.4	Choix du support.....	110
2.5	Diffusion des questionnaires.....	110
2.6	Complément aux questionnaires.....	111
II.	Résultats et discussion	111
1.	<i>Les réponses</i>	111
1.1	Taux de retour final	111
1.2	Format des réponses.....	112
2.	<i>Étude de l'admission des chats et de leurs caractéristiques.</i>	113
2.1	Quels sont les types d'abandons et comment les chats qui arrivent au refuge sont-ils gérés ?.....	113
2.2	Quel protocole d'admission ?.....	116
3.	<i>Le fonctionnement du refuge et sa gestion de l'espace</i>	118
3.1	La surpopulation.....	118
3.2	L'organisation des logements	121
3.2.1	Le type de logement.....	121
3.2.2	L'aménagement des logements	123
3.2.3	La formation des groupes en logement collectif.....	126
3.2.4	Accès à l'extérieur.....	127
4.	<i>Hygiène</i>	128
4.1	Sectorisation	128
4.2	Marche en avant	130
4.3	Vide sanitaire	131
4.4	Nettoyage et désinfection.....	132
4.5	Hygiène des enrichissements	135
5.	<i>Gestion des conditions ambiantes</i>	136
6.	<i>La gestion des malades</i>	137
6.1	La prévalence des différentes maladies retrouvées au sein du refuge.....	137
6.3	Quelles formations pour améliorer la prise en charge des chats et la prévention de leurs maladies virales.	138
6.4	L'impact des épidémies.....	139
7.	<i>Gestion du stress</i>	141
8.	<i>La gestion des visiteurs</i>	142

9. Discussion générale.....	142
10. Difficultés rencontrées	144
11. Discussion autour de la valeur des résultats	144
Conclusion.....	145
Liste des références bibliographiques.....	147
Annexe 1	157
Annexe 2	161
Annexe 3	162
Annexe 4	163
Annexe 5	163
La prévention sanitaire des maladies virales chez le chat en refuge ..	Erreur ! Signet non défini.
Sanitary prevention of viral cat's disease in shelters	165

Liste des figures

Figure 1: Modes de transmission de l'herpèsvirus FHV-1 (Reynolds/, Académie vétérinaire de France, 2011).....	19
Figure 2: Ulcères dendritiques colorés au rose Bengale chez un chat atteint du FHV-1 (Reynolds, 2011).....	22
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) ...	23
Figure 4: Dermatitis faciales causées par le FHV-1 : A = dermatite étendue de la face et du nez et B = dermatite nasale ulcéralive (B. Costes et al., 2007).....	23
Figure 5: Ulcères linguaux chez un chat infecté par le calicivirus (Hofmann-Lehmann et al., 2022)	30
Figure 6: Chat atteint d'une stomatite chronique due au FCV (Hofmann-Lehmann et al., 2022) ..	30
Figure 7: Atrophie cérébelleuse due au FPV (à droite) (Njaa, 2012)	36
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)	43
Figure 9: Vascularite et lésions granulomateuses sur le rein d'un chat atteint de PIF non effusive (Addie et al., 2009).....	44
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)	44
Figure 11: Issues d'une infection par le FeIV en fonction du statut immunitaire de l'hôte ((Hofmann-Lehmann et Hartmann, 2020)	53
Figure 12: Cycle infectieux du FIV et statuts cliniques associés (IDEXX laboratories, 2019).....	55
Figure 13: Démarche diagnostique face aux rétrovirus FIV/FeIV (Little et al., 2020).....	61
Figure 14: Protocoles de vaccination chez le chat en refuge (Hosie et al., 2015)	63
Figure 15: Logement individuel avec un portail permettant de séparer la cage (D. C. Wagner et al., 2018).....	68
Figure 16: Logement individuel et son aménagement (Wagner et al., 2018)	72
Figure 17: Schéma d'un logement individuel permettant un stress minimal (Shelter Medecine, 2020)	74
Figure 18: Graphique représentant le risque d'être atteint d'URI en fonction de la durée de séjour en refuge.(Dinnage et al., 2009)	76

Figure 19: Plan localisant le principe de barrière externe et interne et représentant le principe de sectorisation (Spiri et al., 2019).....	82
Figure 20: Cercle de Sinner	85
Figure 21 : Lino au sol en retour (Umes).....	93
Figure 22 : Réalisation du spot-cleaning (Fontaine)	95
Figure 23: Graphique détaillant l'origine des chats en refuge.....	114
Figure 24: Graphique illustrant le pourcentage (sur les 15 refuges ayant répondu à la question) représenté par les chatons de moins de 6 mois sur l'ensemble des chats admis (chaton = chat de moins de 6 mois).....	114
Figure 25: Graphique illustrant le pourcentage représenté par les adultes sur l'ensemble des chats admis dans les différents refuges sur 15 réponses obtenues (c'est-à-dire les chats entre 6 mois et 11 ans)	115
Figure 26: Graphique illustrant le pourcentage représenté par les séniors sur l'ensemble des chats admis sur 15 réponses obtenues (c'est-à-dire les chats de plus de 11 ans)	116
Figure 27: Cage individuelle pouvant être séparées en deux. (Refuge Hermeray)	118
Figure 28: Graphique représentant le nombre et le pourcentage de refuges en surpopulation par mois sur 13 refuges.....	119
Figure 29: Exemple de logements individuels utilisés pour la quarantaine (Refuge Hermeray) ..	122
Figure 30: Graphique représentant le pourcentage de refuge pour chaque catégorie de taille de logement individuel (sur 14 réponses)	123
Figure 31: Exemple d'enrichissement de logement collectif (Refuge Hermeray)	125
Figure 32: Graphique représentant le pourcentage sur 15 refuges du nombre de chats par groupe en logement collectif.....	126
Figure 33: Accès à l'extérieur sans contact possible avec d'autres groupes (refuge Hermeray). 128	
Figure 34: Graphique représentant le pourcentage de refuges (sur les 15 ayant répondu) qui sectorise leur matériel pour chaque type d'outils.	129
Figure 35: Graphique représentant la durée du vide sanitaire sur les 14 refuges ayant répondu	131
Figure 36: Graphique représentant le temps de pose du désinfectant sur 15 réponses.....	133
Figure 37: Graphique représentant le pourcentage de refuge sur 6 recevant une formation pour chaque virus.....	139
Figure 38: Graphique représentant le pourcentage de chats isolés pour chaque maladie pour les 7 refuges ayant répondu à la question.	140
Figure 39: Graphique représentant les critères de choix pour placer un chat en isolement (15 réponses).	140

Liste des tableaux

Tableau 1: Tissus cibles, lésions et signes cliniques associés à une infection par le FPV (Alcaraz, 2009)	36
Tableau 2: Durée moyenne et symptômes associés aux différents stades d'une infection par le FIV (Andreu, 2016).	56
Tableau 3: Résultats des différents tests de détection virale selon le statut d'infection du chat FeIV.	59
Tableau 4: Les différents types de détergents (Debordeaux, 2021)	85
Tableau 5 : Résumé des virus présents en refuge et leurs caractéristiques en termes de résistance et de prévention (Horzinek et al., 2013)(Addie et al., 2015) (Goullieux, 2019)	87
Tableau 6: Les désinfectants majeurs et leurs caractéristiques (Addie et al., 2015) (Möstl et al., 2013) (Debordeaux, 2021)	89
Tableau 7: Les différents sols et leurs caractéristiques (Ligier, 2012)(Debordeaux, 2021)	92
Tableau 8: Caractéristiques de suspicion des maladies virales félines présentes en refuge et leur mise en évidence (d'après la première partie bibliographique sur l'étude des différents virus présents en refuge)	99

Liste des abréviations

ABCD European advisory board on cat diseases

CPV Parvovirus canin

CSS Cat Stress Score

FCoV Coronavirus félin

FCV Calicivirus félin

FECV Coronavirus entérique félin

FelV 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

SPA Société Protectrice des Animaux

Introduction

La France compte maintenant au moins 15 millions de chats en foyer et ce chiffre ne cesse d'augmenter tout comme les abandons (FACCO, 2021). La problématique des refuges devient donc fondamentale dans la gestion de population.

16 894 animaux ont été abandonnés à la SPA pendant l'été 2021, il s'agit d'un record représentant une hausse de 7% par rapport à l'année 2019. Les chats sont les animaux les plus touchés (Dubart, 2021).

Les refuges et associations félines sont nombreux en France avec des statuts fortement différents. Certains, comme la Société Protectrice des Animaux, répondent au statut défini par la loi 1901. D'autres forment des confédérations ou bien des fondations. Les statuts et la taille des associations protectrices des animaux rendent parfois difficiles leur recensement. Au sein même des différentes structures toutes ne possèdent pas de refuges et fonctionnent uniquement par familles d'accueil qui complique encore d'avantage le recensement du nombre de refuges.

Un refuge se définit comme un établissement à but non lucratif permettant d'accueillir et de prendre en charge des animaux issus de fourrière ou donnés par les propriétaires. Il se doit d'être géré par une fondation ou une association de protection des animaux.

Malgré leur importance, il existe encore peu de données et de recommandations concernant les refuges.

Au sein des refuges félines, les maladies virales sont particulièrement présentes. Certaines maladies atteignent parfois l'ensemble du refuge. Cela représente avant tout un problème sanitaire et de bien-être animal mais aussi un coût important dans un contexte où les refuges possèdent déjà peu de moyens.

La mise en place de mesures de prévention sanitaire est donc fondamentale mais fait appel à la médecine de collectivités encore peu développée en France. Celle-ci est bien plus développée en Amérique du Nord qui fait illustration de modèle pour la littérature.

Le refuge par son fonctionnement et la densité de population multiplie les facteurs de risques et rend donc la transmission de virus bien plus aisée. Cela signifie également qu'il existe de nombreux piliers sur lesquels il est possible de s'appuyer pour améliorer cette prévention sanitaire.

Chaque virus présent en refuge comporte de plus des particularités dans son mode de transmission et pathogénie ce qui implique de diversifier les mesures afin de contrer tous les virus. La prévention des maladies virales chez le chat en refuge revêt donc de nombreux aspects.

A travers cette étude il est donc important d'étudier les particularités de chaque virus félin présent en refuge puis les recommandations sanitaires en termes de prévention de ces mêmes maladies.

Ensuite, il sera question d'élaborer des conseils et améliorations pertinentes et applicables en France. Le manque de documentations a donc motivé la mise en place d'une étude retranscrivant l'organisation des refuges français et de leur situation à propos de la prévention sanitaire des maladies virales chez le chat.

Première partie : Étude bibliographique des virus félines présents en refuge et de leur prévention sanitaire

Les refuges présentent un risque important de transmission des maladies virales. En effet, de nombreux facteurs en refuge augmentent les risques d'introduction de virus et la contamination d'animaux sains. La vie en collectivité peut par exemple favoriser les échanges de pathogènes en augmentant les contacts entre congénères et ainsi aboutir à la transmission directe ou indirecte d'un virus manière plus aisée. La vie en refuge représente aussi une source de stress pouvant provoquer des ré-activations d'infections latentes. De plus, les animaux arrivant en refuge sont souvent à risque par un manque de suivi médical en amont de l'admission au refuge ou un mode de vie souvent à risque.

La surpopulation très présente en refuge, la méconnaissance de l'histoire de l'animal rend donc encore plus difficile leur gestion et leur prise en charge dans le cadre de la prévention de ces maladies virales. En effet, l'origine du chat a un fort impact sur sa prédisposition à certaines maladies virales. Les chats errants par exemple ou sans propriétaire connu, seront par exemple plus susceptibles d'être atteints par les maladies virales de l'immunodéficience féline, l'Herpèsvirus félin ou bien le Calicivirus félin (Hellard *et al.*, 2011).

Ensuite, l'infection est parfois plus aisée par l'immunosuppression provoquée par le stress. Les pathogènes sont souvent nombreux et donc les contaminations multiples ce qui affaiblit le système immunitaire. Un point important est également le microbiome pouvant être altéré par un changement alimentaire ou bien même une anorexie provoquée par le changement d'habitat et de condition de vie. De plus, ces chats sont souvent vulnérables car non vaccinés à l'admission dans le refuge ou avec un statut immunitaire naïf (Pesavento et Murphy, 2014a).

Nous allons donc aborder les maladies virales suivantes:

- Herpèsvirus félin
- Calicivirus félin
- Panleucopénie féline
- Péritonite Infectieuse féline
- Leucose Féline et Virus de l'Immunodéficience féline

I. Les maladies virales du chat au sein des refuges

1. L'herpesvirose féline

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 de post adoption immédiate. L'herpès virus félin de type 1 (FHV-1) est un des pathogènes responsable de ce syndrome.

Les URI représentent par exemple la première cause d'euthanasie chez le chaton (Thiry *et al.*, 2009).

1.1 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*. Le virus du FHV-1 appartient au genre des *Varicellovirus*.

Il s'agit d'un virus enveloppé, ce qui le rend assez sensible à la majorité des détergents usuels. Il reste cependant 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 Wardley, 1978a).

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 félidés sauvages. Il ne possède qu'un seul sérotype, bien que la virulence puisse varier selon les souches.

1.2 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.*, 2009a). 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).

De plus, 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 touchés et donc le virus moins facilement isolable (Zicola *et al.*, 2009a).

La prévalence chez les chats errants apparaît élevée. Une séroprévalence 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.

Cette origine serait 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 M., Goujon M., 2014).

De plus, concernant les facteurs de risques, les femelles adultes stérilisées semblent avoir un taux d'infection plus bas que les mâles, castrés ou non (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).

1.3 Modes de transmission

1.3.1 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)

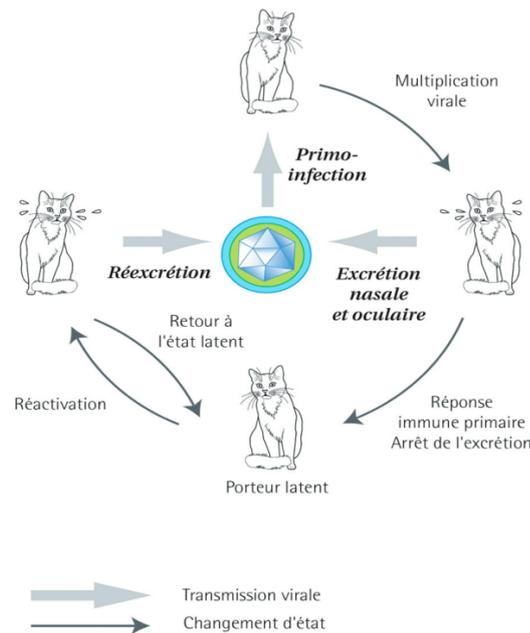
Les chats en phase d'infection aiguë primaire ont un plus grand nombre de particules virales dans leurs sécrétions que les chats en phase de réactivation et transmettent donc plus efficacement le virus.

En effet, des macrogouttelettes provenant des différentes sécrétions peuvent être projetées jusqu'à 1m30 (B. Costes *et al.*, 2007).

Comme de nombreuses phases de latences peuvent se mettre en place en alternance avec des crises aiguës de la maladie où les signes cliniques sont plus importants, la transmission du virus peut avoir lieu à de nombreux moments de la vie des chats porteurs (Pesavento et Murphy, 2014b). Malgré une primovaccination, 45% des porteurs sains vaccinés seront excréteurs potentiels par la suite à la simple faveur d'un stress (Gaskell et Wardley, 1978b).

La transmission entre un chat en phase de réactivation et un animal sain nécessite toutefois un contact très rapproché nez à nez entre les animaux.

Figure 1: Modes de transmission de l'herpèsvirus FHV-1 (Reynolds/, Académie vétérinaire de France, 2011)



La transmission transplacentaire n'a pas été démontrée.

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).

1.3.2 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 ne peut pas être négligeable (Thiry *et al.*, 2009).

1.4 Pathogénie et signes cliniques

1.4.1 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 virémie reste faible car la réplication est très localisée aux zones du corps de basse température, donc principalement le tractus respiratoire (Thiry *et al.*, 2009).

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 du géome viral 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 (B. Costes *et al.*, 2007).

1.4.2 Signes cliniques

La primo-infection concerne majoritairement les chatons à partir de 2 mois et les chats adultes indemnes non vaccinés. L'incubation du virus dure en moyenne entre 2 à 6 jours (B. Costes *et al.*, 2007).

Des symptômes correspondant à une infection des voies respiratoires hautes (URI) apparaissent alors souvent (B. 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 (Zicola *et al.*, 2009b).

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

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 encroûtant 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).

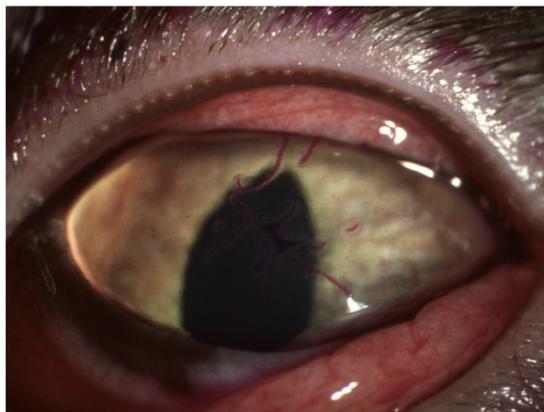
- Signes oculaires

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 ulcérateuse ou non, bien que les ulcères soient plus fréquents en cas de réactivation (Costes et al., 2007).

Le pouvoir cytopathogène du FHV-1 est responsable **d'ulcères cornéens dendritiques**, pathognomoniques de la maladie. **(Figure 2)**

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



- Signes respiratoires

L'infection aiguë comprend des éternuements et du jetage nasal principalement. **(Figure 3)**

Par ostéolyse des volutes ethmoïdiennes, l'infection peut conduire à une **rhino sinusite chronique**.

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).

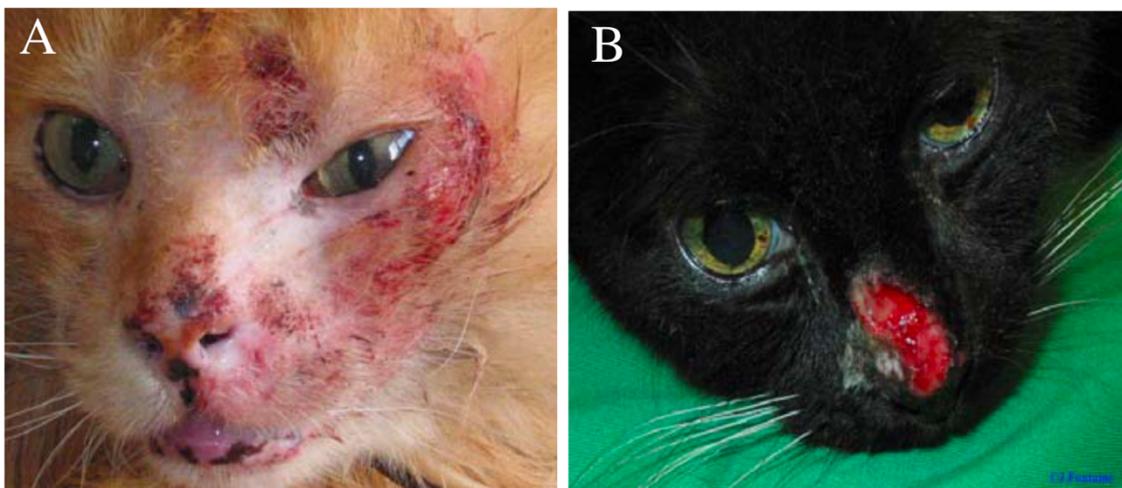
Figure 3: Rhinotrachéite virale féline : A = stade précoce, conjonctivite bilatérale séreuse et B = stade avancé, conjonctivite bilatérale purulente et rhinite muco-purulente (Costes et al., 2007)



- 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, 2011).

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

1.5 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 face à une infection par le calicivirus félin FCV (B. Costes *et al.*, 2007).

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

1.5.1 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 du test 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. Cependant, 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.

L'écouvillon oropharyngé reste le plus utilisé pour l'isolement viral (et la PCR) car il s'agit du site préférentiel d'infection du FHV-1. Il permet d'obtenir la plus haute valeur prédictive du

test. Il a de plus été démontré qu'avec un écouvillon oropharyngé, oculaire et nasal il est possible de détecter tous les agents responsables des signes d'URI (Litster *et al.*, 2015).

Des résultats négatifs à l'isolement viral associés à un résultat PCR positif sont souvent expliqués par un mauvais écouvillonnage ou une mauvaise conservation de celui-ci. Un excès de mucus peut par exemple limiter la culture du virus (Litster *et al.*, 2015).

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 (B. Costes *et al.*, 2007).

Trois stades de l'infection ont été identifiés avec des caractéristiques diagnostiques établies (B. Costes *et al.*, 2007) :

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.

1.5.2 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).

2. Calicivirose féline

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

2.1 Description générale

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

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 génétique 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 plus de 25 jours dans l'environnement à température ambiante et sans traitement (Radford et al., 2009).

Certains variants sont plus ou moins virulents avec une mortalité pouvant aller jusqu'à 35% chez les chatons (Gaskell et Wardley, 1978).

2.2 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%.

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 porteur 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 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).

2.3 Modes de transmission

2.3.1 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 aigüe de la maladie, mais aussi porteurs asymptomatiques. En effet, après guérison beaucoup de chats continuent à excréter et cela pendant au moins 30 jours. Pour certains, cela peut même aller jusqu'à plusieurs années (Lloret, 2009a). 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).

Comme évoqué précédemment, le refuge est un environnement favorisant le brassage et l'émergence de nouvelles souches. Ce type de milieu amplifie alors la transmission directe du virus.

2.3.2 Transmission indirecte

Nous avons vu que le virus est très résistant dans le milieu extérieur, notamment en absence de traitement désinfectant. Associé à un portage chronique très fréquent (41,5% des chats d'élevage le seraient), 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 (Gaskell et Wardley, 1978b).

De plus, il a été montré de manière expérimentale l'implication des puces (*Ctenocephalides felis*) dans la transmission du FCV. Il suffirait d'un repas de sang contaminé par le virus pour que la puce soit infectieuse pendant 4 jours. Durant cette période elle serait alors capable de transmettre le FCV à un chat sain dans 25% des cas, soit par un nouveau repas sanguin sur ce chat soit en étant ingérée par celui-ci (Jolivet, 2017).

2.4 Pathogénie et signes cliniques

2.4.1 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 (Bertagnoli et Reynolds, 2009). 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 boiteries. La pathogenèse n'est pas complètement élucidée mais les articulations des chats atteints présentent une synovite aiguë, avec l'antigène viral 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 chronique (Radford et al., 2009).

Plus récemment, des affections systémiques à calicivirus ont été observées, provoquant une défaillance multi-organique, des vascularites (avec coagulation intra vasculaire disséminée CIVD) et la mort en quelques jours. Le taux de mortalité peut atteindre jusqu'à 67% des chats infectés. 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).

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 calicivirus hypervirulents identifiées ont été associées à l'introduction de chats provenant de grandes colonies de refuge dans une autre 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 des mutations (Duchateau, 2019).

La pathogénie des souches VS-FCV 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).

2.4.2 Signes cliniques

Suite à l'infection, la maladie est aiguë et touche la cavité buccale 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 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., 2009a).

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.

Les principaux symptômes sont l'hyperthermie, l'abattement ainsi que du jetage nasal et/ou oculaire (Jolivet, 2017).

Les ulcères buccaux sont les lésions les plus caractéristiques de la maladie (**Figure 5**). Ils débutent 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 aiguë, 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 (Hofmann-Lehmann et al., 2022)



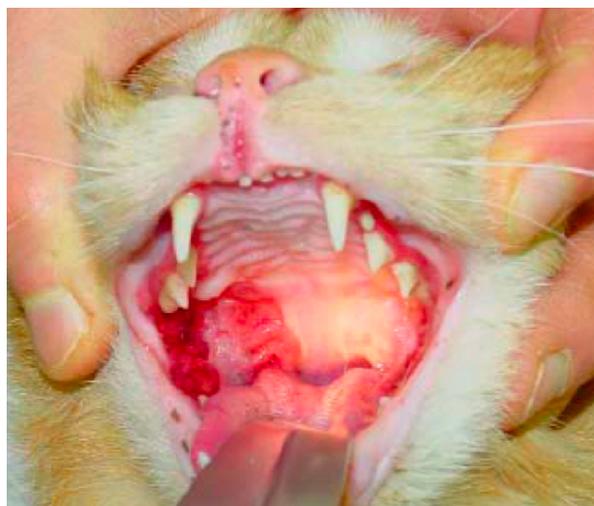
- Cas particulier de la stomatite chronique

Chez certains chats chez qui le virus du FCV persiste, une stomatite chronique peut se développer, associée à une gingivite sévère.

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'alopécie 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).

2.5 Méthodes diagnostiques

Le tableau clinique ainsi que l'anamnèse et les commémoratifs nous permettent d'émettre une forte suspicion clinique face à un cas de calicivirus félin.

Cependant, comme vu précédemment le diagnostic clinique ne permet pas de distinguer 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, 2014b).

2.5.1 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 infectés par une souche VS-FCV, le génome viral peut être détecté dans les cellules endothéliales et épithéliales de nombreux tissus systémiques (Pesavento et Murphy, 2014b).

Cependant, il faut être prudent car un faible niveau d'excrétion par les porteurs chroniques asymptomatiques existe. Pour s'assurer de l'imputabilité du virus dans la pathologie en

cours d'investigations, il faut se fier à la présence de signes cliniques mais également à l'isolement d'une même souche virale chez plusieurs individus malades.

La sensibilité diagnostique de la RT-PCR est assez variable et peut engendrer de faux-négatifs compte-tenu de la grande variabilité génétique de ces virus. 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.

La sensibilité de ce test est comparable à celle de la RT-PCR, bien que celle-ci soit moins dépendante des variations de souches virales.

Des 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 (Jolivet, 2017).

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

2.5.2 *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).

3. Panleucopénie infectieuse féline

3.1 Description générale

La panleucopénie infectieuse féline, appelée aussi typhus est causée par un virus appartenant à la famille des *Parvoviridae*, sous-famille des *Parvovirinae* du genre *Parvovirus* (Alcaraz, 2009).

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, 2014a).

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, 2014a).

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., 2009a).

3.2 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 au moment de la baisse d'immunité lors de la baisse du taux des anticorps maternels.

L'étude d'Hellard mettait en évidence une séroprévalence de 25% sur l'ensemble des chats étudiés (sans précision d'origine). Mais les prévalences varient beaucoup suivant la technique de détection du virus 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 un an et augmentait avec l'âge. Mais cela n'implique pas que ces chats exprimeront la maladie ou l'ont exprimée 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).

3.3 Modes de transmission

3.3.1 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 l'infection. Cela fait d'eux d'importants réservoirs et rend plus difficile l'élimination du virus de l'environnement. De plus, l'excrétion virale se fait à très hauts titres pouvant aller jusqu'à 10^9 particules virales par gramme de fèces (Truyen et al., 2009b).

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, 2014a).

Expérimentalement, il a été montré que le virus peut également être transmis par voie sous-cutanée, intracérébrale et intra-péritonéale (Alcaraz, 2009).

- 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 (Bradley L Njaa, 2012).

3.3.2 *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 contaminées. Les chats vivants seuls peuvent alors y être exposés (Stuetzer et Hartmann, 2014a).

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 la maladie (Alcaraz, 2009).

3.4 Pathogénie et signes cliniques

3.4.1 *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 germinal 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, 2014b).

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, 2014b).

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, conduisant 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. Celle-ci apparaît dans les 4 à 6 jours après l'infection (Truyen *et al.*, 2009b).

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

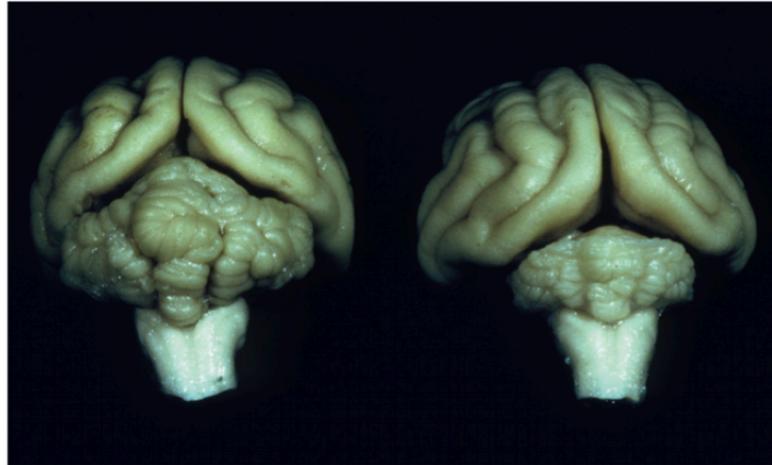
Le décès de l'animal est souvent dû aux complications de la maladie : bactériémie, septicémie, sévère déshydratation ou CIVD. Le taux de mortalité est d'environ 50 % mais une survie de plus de 5 jours post-symptômes est de bon pronostic (Porporato *et al.*, 2018).

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)



3.4.2 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, 2014b).

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 « tumphos ».

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., 2009b).

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, 2009).

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-coureur.

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).

3.5 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.

3.5.1 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 (Neuerer *et al.*, 2008a).

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 structurales 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 malades 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 sains et a montré qu'ils avaient tous une bonne spécificité (entre 94,2% et 100%) (Neuerer *et al.*, 2008b).

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.*, 2008b). C'est pourquoi il apparaît alors recommandé d'effectuer un de ces tests rapides en cas de suspicion d'un cas clinique, à compléter par un test PCR chez les animaux qui restent suspects. Des faux-négatifs peuvent être observés, notamment en début d'infection où l'antigène viral n'est pas encore détectable ou chez les chats atteints mais présentant une excrétion intermittente (Barrs, 2019).

Une infection par le FPV ne devrait donc pas être exclue par un simple test rapide négatif.

- 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., 2009b).

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

3.5.2 *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 post-vaccinaux et ceux induits par l'infection (Truyen et al., 2009b).

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, 2014b).

4. **Péritonite infectieuse féline**

4.1 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, 2014a).

Il existe de plus différents sérotypes regroupés en type I et II. Le type I est le plus fréquent. Le sérotype II correspond de plus à une recombinaison entre un sérotype I et le coronavirus canin (Pedersen *et al.*, 2004).

La transition du FECV vers le FIPV repose principalement sur des mutations des gènes viraux S et 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.

4.2 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% et 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).

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 sont le plus souvent immunologiquement naïfs concernant le virus.

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 FeIV 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, 2009a).

4.3 Modes de transmission

4.3.1 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, 2014a).

4.3.2 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).

4.4 Pathogénie et signes cliniques

4.4.1 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, 2014b).

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 limitée 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, 2014b).

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

Les chats infectés peuvent être divisés en 3 catégories :

- 10 à 15% des chats infectés par le FECV excrètent relativement constamment le virus et cela sur des longues périodes.
- Environ 70 à 80% des chats sont de excréteurs intermittents.
- Enfin, ceux n'excrétant pas du tout le virus ne seraient que moins de 5% (Drechsler *et al.*, 2011)

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, 2009b) Cette mutation semble corrélée à une baisse de réponse immunitaire, entraînant alors une réplication virale accrue. Ceci peut intervenir lors d'un d'une infection rétrovirale, mais aussi lors d'un stress (Pedersen, 2009b).

Les différentes réplifications induisent l'apparition de nombreux mutants, dont certains peuvent appartenir au biotype FIPV. 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, 2014b).

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).

4.4.2 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 félins peut diminuer la résistance du chat au FIPV et noircir le tableau clinique.

Les premiers symptômes rencontrés peuvent être non spécifiques et appartenir aux deux formes. 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, 2009a).

- **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 8)**

En ponctionnant l'abdomen, on obtient un **liquide visqueux jaune typique** de la PIF, pouvant être légèrement. **(Figure 8)** (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, 2009a).

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. Un changement de la couleur de l'iris est un signe précoce fréquent de PIF oculaire. (**Figure 10**)

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)



Fig A



Fig B

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 caeco-colique**, 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, 2009b).

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.

4.5 Méthodes diagnostiques

Le diagnostic post-mortem de la PIF repose sur une combinaison d'examen 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, 2014a).

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, 2014b).

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.

Les **protéines totales** peuvent être **augmentées**, ce qui est retrouvé chez 50% des cas avec épanchement et chez 70% des cas sans épanchement. Le ratio albumine/globuline est bien plus précis que l'augmentation des protéines totales mais sa valeur prédictive

positive reste plus élevée lorsque celui est réalisé sur les liquides d'épanchement plutôt que sur le sang (Felten et Hartmann, 2019).

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

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

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, 2014a).

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, 2014a).

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 confirmer et quantifier au besoin l'infection par le FCoV mais pas de confirmer un diagnostic de PIF, car celle-ci ne différencie pas les pathotypes FECV et FIPV.

Néanmoins il a été 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 argument en faveur d'un diagnostic de PIF (Tasker, 2018).

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'exclut pas une PIF.

- 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 séropositifs mais la plupart d'entre eux ne développeront jamais de PIF.

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

Ainsi, la présence d'anticorps indique seulement la présence de FCoV et non de FIPV, et leur absence n'exclut pas totalement une PIF (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 le nombre d'anticorps. Ils permettent avant tout d'exclure l'hypothèse de PIF. Des titres très élevés

associés à des tests préliminaires 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, 2014a).

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).

5. Leucose et immunodéficience féline

5.1 Description générale

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

Ils sont enveloppés, avec un génome 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.

L'enveloppe se compose d'une bicouche lipidique dans laquelle sont ancrées des glycoprotéines virales. Le virion comprend aussi une matrice et une capsid virale. Cependant, ces deux virus possèdent des protéines virales différentes sur leur capsid. Il s'agit de la p24 pour le FIV et la p27 pour le FeLV. Or ces protéines sont primordiales dans la détection du virus (Hosie *et al.*, 2009a).

Le virus FeLV 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 FeLV est un virus assez fragile dans le milieu extérieur et peut survivre seulement 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).

5.2 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 (Lloret, 2009b).

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 bien plus rapidement mortelle pour les chatons notamment de moins de 8 semaines. En effet, la létalité reste de 100% mais la durée d'évolution est plus ou moins rapide se on l'âge de l'animal (Lawson et Hosie, 2001).

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

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 renouvellement rapide des animaux au sein du refuge sont associés à de plus faibles prévalences (Munro *et al.*, 2014).

5.3 Modes de transmission

5.3.1 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, ce qui n'est pas le cas du 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 antagoniste (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 ont 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 (Bradley L. 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.

La transmission verticale est fréquente en cas d'infection aiguë. En effet, si la mère est infectée et en phase symptomatique, 70% des chatons seront sûrement infectés. Si la mère est infectée mais en phase asymptomatique, peu de chatons seront infectés (Hosie *et al.*, 2009a).

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 complètement élucidé (Bradley L. 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).

5.3.2 *Transmission indirecte*

Concernant le FeIV, 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.

5.4 Pathogénie et signes cliniques

5.4.1 *Pathogénie*

- 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 FeIV ne mène pas nécessairement au même type d'infection. En effet à la suite de l'infection primaire, on définit 4 états infectieux du FeIV 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 FeIV et leur espérance de vie est de 18 à 36 mois. Cela correspond à 30% des chats infectés (Lloret, 2009b).

- *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. Cela correspond à 60% des cas (Lloret, 2009b).

Plus l'état de latence perdure 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 fortes doses de corticoïdes. Mais en phase de latence, ces chats ne présentent pas de symptômes.

- *Infection abortive*

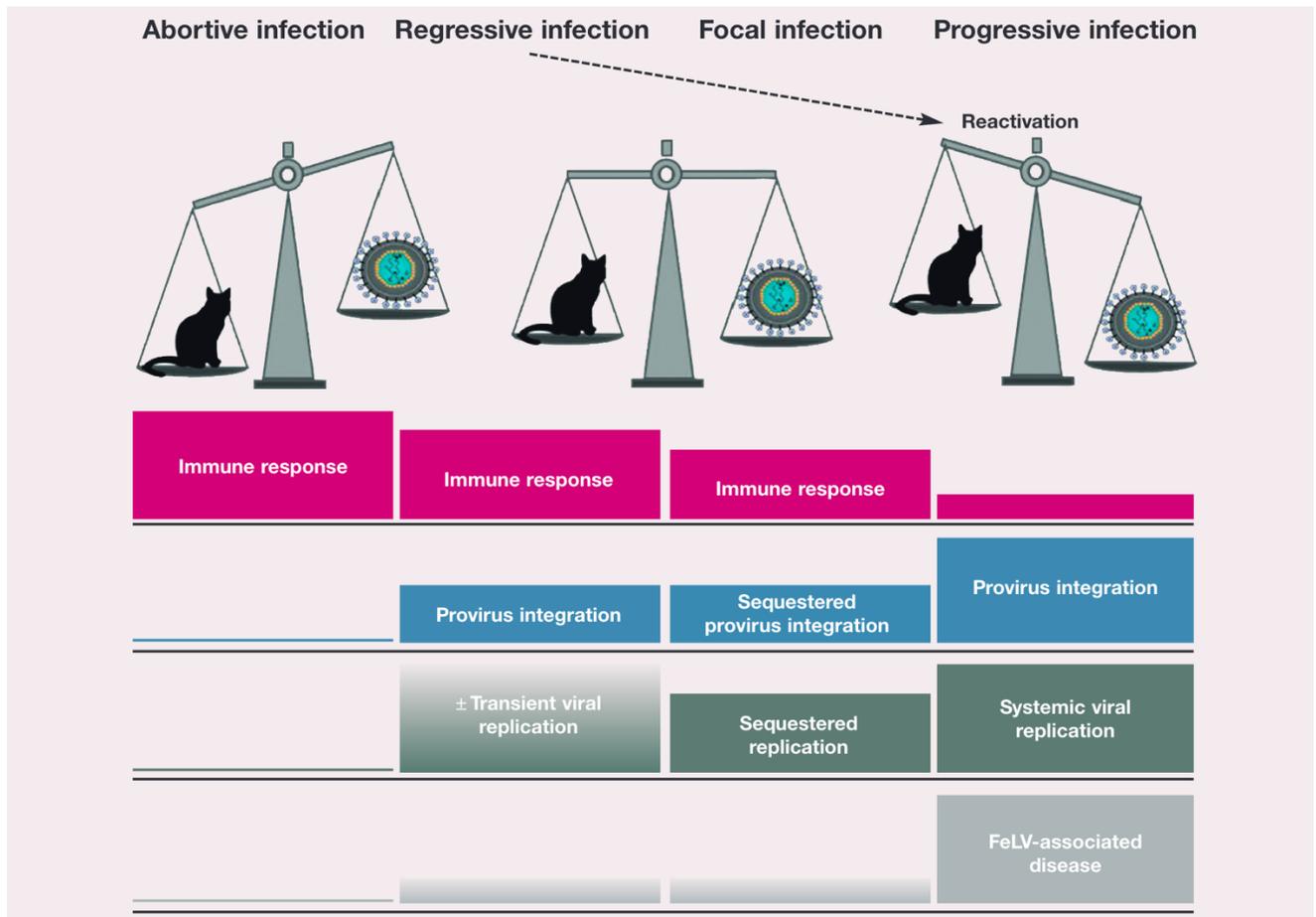
La réplication du virus est stoppée à l'oro-pharynx par le système immunitaire. Elle a lieu lors d'une faible exposition au virus et reste assez rare (Lloret, 2009b).

- *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. Cela correspond à 10% des cas (Lloret, 2009b).

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

Figure 11: 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 FeLV. 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 sanguine 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. Il apparait souvent entre 8 et 12 semaines après l'infection (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 cellules ayant intégré l'ADN proviral à leur génome peuvent rester en phase de latence et ne produire aucun virion tant qu'elles sont inactives. Ces cellules constituent un important réservoir viral, inaccessible pour les anticorps. La transcription du provirus est activée par des facteurs de transcription, au moment de l'activation des lymphocytes T CD4⁺.

Le nombre de lymphocytes T CD4⁺ baisse 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.*, 2020a).

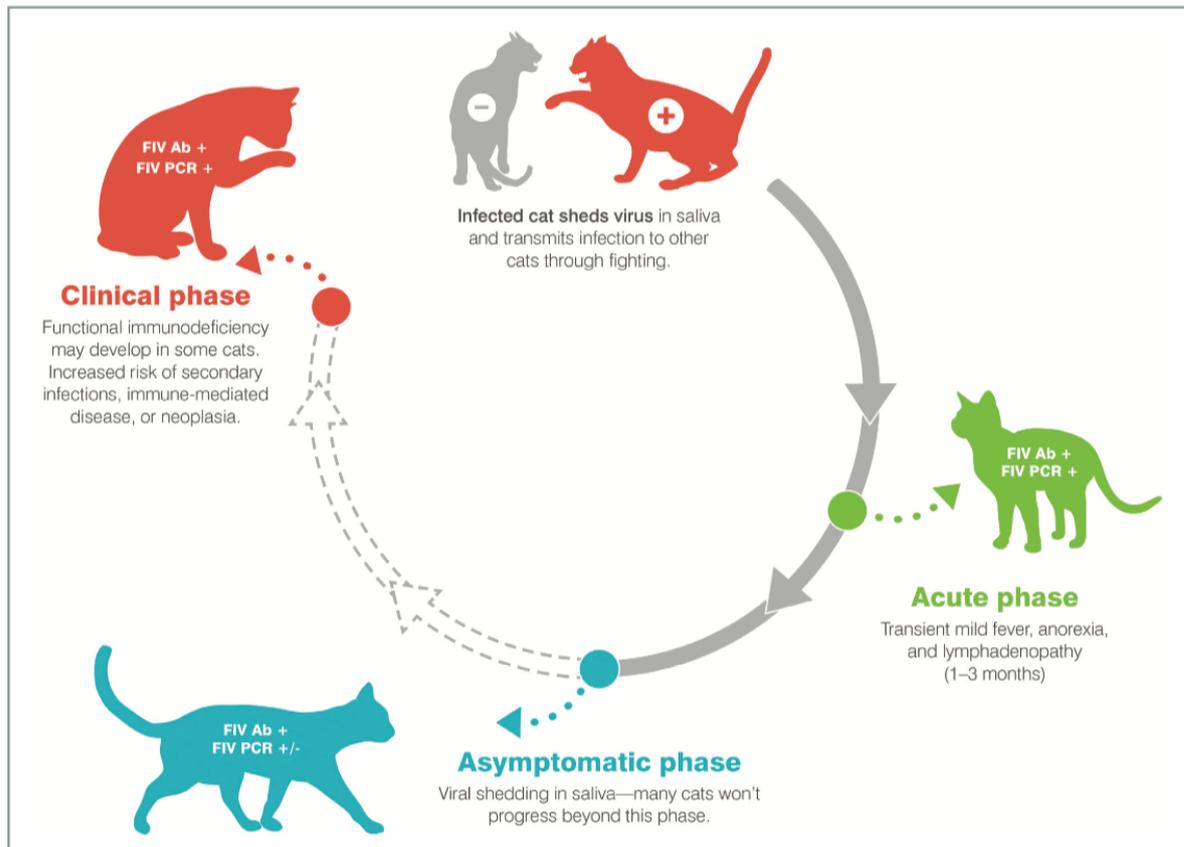
L'issue finale du FIV est variable. Certains chats restent asymptomatiques jusqu'à leur mort (possiblement par une autre cause) tandis que d'autres subissent une déplétion lymphocytaire majeure associée à une augmentation de la virémie (Andreu, 2016). Ils rentrent alors dans le troisième stade la maladie : le **début de la phase clinique**. Sauf événement extérieur, le décès d'un chat FIV sera toujours imputable au virus.

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.*, 2020a).

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. Il n'y a quasiment plus de lymphocytes T CD4⁺ 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 cliniques associés (IDEXX laboratories, 2019)



5.4.2 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 suite à une infection 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 faire suite à une infection par le FeIV. L'anémie hémolytique, la glomérulonéphrite et la polyarthrite en sont des exemples.

o Immunodéficience féline

Il faut retenir que la plupart des signes cliniques rencontrés face à un cas d'immunodéficience féline ne sont pas directement dus au virus lui-même, mais sont le résultat d'une infection secondaire à l'immunodéficience causée par celui-ci (Little *et al.*, 2020a).

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

5.5 Méthodes diagnostiques

Le diagnostic repose sur la base des signes cliniques s'ils sont présents mais surtout sur les résultats 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.*, 2020a).

5.5.1 Détection virale

- Isolement viral

L'isolement du FeLV à partir d'une culture cellulaire a longtemps été considéré comme la méthode de référence 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.*, 2009b).

- 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 test est très bonne (entre 93,5 et 100% selon les études) (Andreu, 2016). Un résultat 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 résultats 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 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 (Andreu, 2016).

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 réalisé 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.

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.*, 2020b). 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 le statut d'infection 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.*, 2009a).

5.5.2 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 FIV 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 devrait toujours être confirmé par un test en laboratoire ou à défaut par un second SNAP test, notamment dans les zones à faible prévalence et populations peu à risque (**Figure 13**) (Hosie *et al.*, 2009a).

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.*, 2009b).

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).

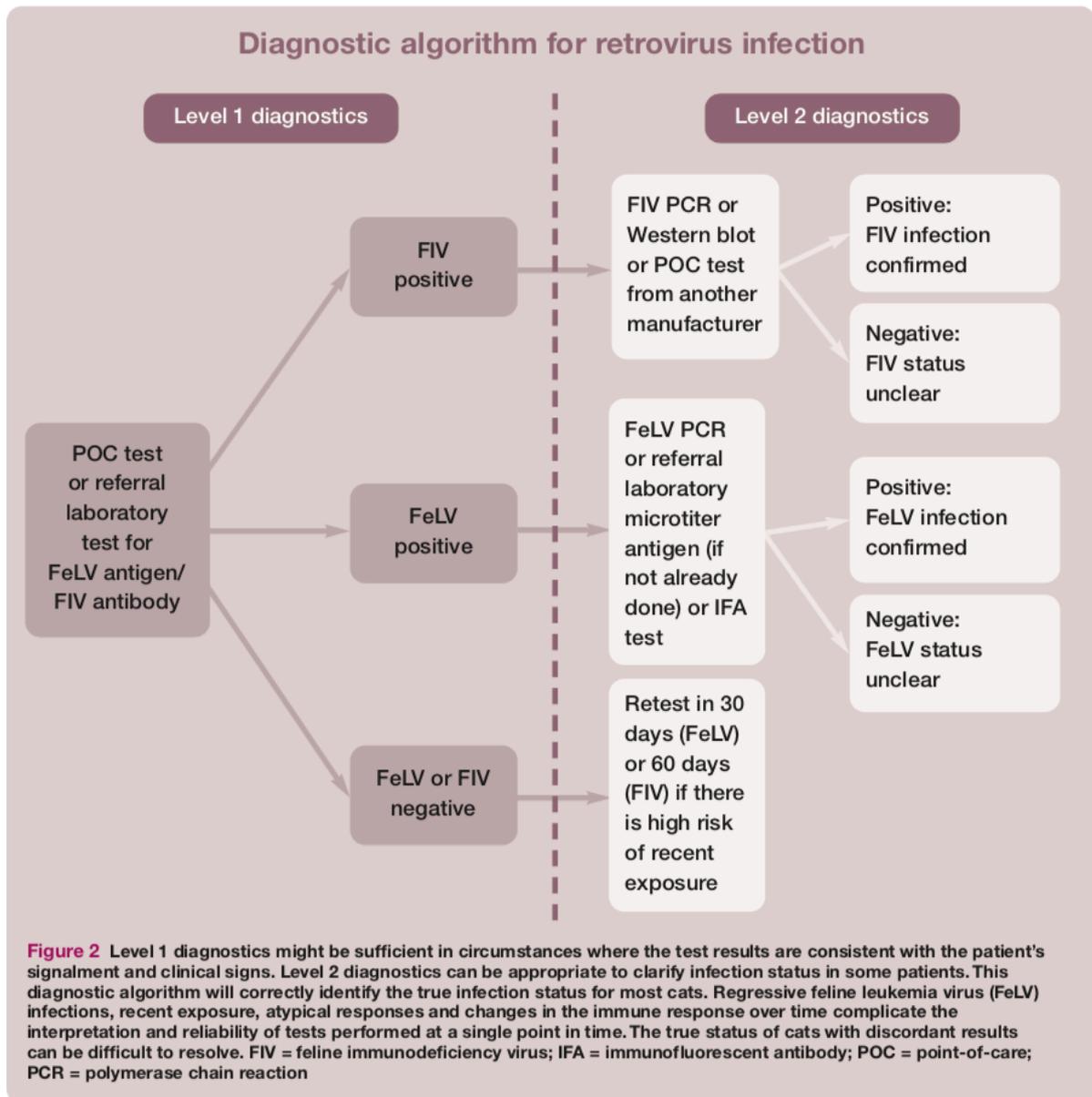
En résumé, de manière générale les chats peuvent nécessiter un test diagnostique rétroviral combinant FeIV et FIV à différents moments de leur vie :

- 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 avec un FIV ou FeIV 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 aux rétrovirus FIV/FelV (Little et al., 2020)



6. La vaccination comme moyen de prévention des maladies virales chez le chat.

En France, plusieurs vaccins contre les maladies virales chez le chat sont disponibles.

Il est préconisé de vacciner systématiquement les chats contre l'herpesvirus et la calicivirus appartenant au syndrome coryza. La panleucopénie féline fait également partie des vaccins prioritaires à réaliser (Hosie *et al.*, 2015).

La vaccination contre le FeLV devrait être réalisée chez les chats ayant un accès à l'extérieur et donc potentiellement en contact avec d'autres chats, dont l'infection par le virus n'a pas été écartée ou dont le statut vaccinal n'est pas connu (Duchateau, 2019).

6.1 Les différentes vaccinations

- La vaccination contre le FHV-1 et le FCV :

Plusieurs vaccins sont disponibles en France contre le FHV-1 et le FCV. Il existe d'une part des vaccins à virus inactivés, et d'autre part des vaccins à virus vivant atténués. Ces derniers sont les plus utilisés car permettent une réponse immunitaire plus forte et plus rapide (Hosie *et al.*, 2015)(Leprêtre, 2009).

Concernant, le FHV-1, les vaccins disponibles n'empêchent pas l'infection mais diminuent l'expression des signes cliniques chez les chats infectés. Ils ne protègent pas non plus contre le portage chronique (Hosie *et al.*, 2015)(Leprêtre, 2009).

Le vaccin vivant atténué contre le FHV-1 est efficace en une semaine environ (Hosie *et al.*, 2015).

Au contraire, la vaccination contre le FCV n'évite pas un portage chronique si le chat est déjà infecté. L'excrétion du virus chez un animal préalablement infecté sera donc toujours présente. En revanche, le vaccin permet de limiter l'expression des signes cliniques du FCV (Leprêtre, 2009).

De plus, la protection n'est pas totale contre le FCV notamment à cause de la variabilité antigénique du virus. Les vaccins disponibles ne permettent pas une protection croisée entre toutes les souches virales existantes, et ne protègent pas contre le calicivirus hautement pathogène (VS-FCV) (Leprêtre, 2009).

- La vaccination contre le FPV

Les vaccins disponibles en France sont des vaccins à virus vivants atténués. Ils sont fabriqués à partir de FPV directement (Leprêtre, 2009).

- La vaccination contre le FeIV

Les vaccins contre le FeIV disponibles en France sont fabriqués à partir de virus inactivé, vectorisé ou bien être sous-unitaires (Leprêtre, 2009).

6.2 Les protocoles de vaccination

- *Protocole de primo vaccination chez les chats d'au moins 6 semaines et de moins de 16 semaines :*

L'ABCD recommande très fortement de vacciner les chats de refuge au minimum contre le FPV, le FHV-1 et le FCV à partir de 6 semaines d'âge. Tous ces vaccins sont à refaire toutes les 3 à 4 semaines jusqu'à l'âge de 16 semaines.

En cas d'épidémie, il est possible de vacciner les chats dès l'âge de 4 semaines.

Le vaccin contre le FeIV est à réaliser à partir de 8 à 9 semaines pour la première injection. Une seconde injection est nécessaire 3 à 4 semaines après (Duchateau, 2019) (Hosie *et al.*, 2015).

○ *Protocole de primo vaccination chez les chats de plus de 16 semaines :*

Il est recommandé de réaliser une seule injection contre le FPV mais deux injections contre le FHV-1 et le FCV à 2-4 semaines d'intervalle.

Le protocole de primo vaccination contre le FeLV pour un chat de plus de 16 semaines est identique à celui pour un chat plus jeune (Duchateau, 2019) (Hosie *et al.*, 2015).

○ *Protocole de rappel :*

Après une primo-vaccination correctement réalisée, un premier rappel un an après est à réaliser pour le FPV, le FHV-1 et le FCV. Le vaccin contre FPV pourra ensuite être réalisé tous les trois ans contrairement à ceux contre le FHV-1 et le FCV qui sont à faire tous les ans.

Après la primo vaccination, un rappel contre le FeLV doit se faire un an plus tard. Après celui-ci le rappel peut s'effectuer tous les 2 à 3 ans si le chat est âgé de plus 3 ans (Duchateau, 2019) (Hosie *et al.*, 2015).

Les différents protocoles recommandés en refuge sont résumés dans la (**Figure 14**).

Figure 14: Protocoles de vaccination chez le chat en refuge (Hosie *et al.*, 2015)



RESCUE SHELTER CATS
(cats living in centres for unowned and abandoned cats)

Vaccination of rescue shelter cats

	Vaccine/ disease agent	Kitten Primary vaccination course				Adult cat			Comments
		PV1	PV2	PV3	Final PV/ first booster	Vaccinated <3 years ago	Vaccinated >3 years ago	Unvaccinated/ no vaccination history	
Core	FPV	6 weeks (4 weeks if needed)	3-4 weeks later	3-4 weeks later until 16 weeks	1 year later	Booster vaccinations at 3 year intervals	One immunisation, then at 3 year intervals	One immunisation, boost 1 year later, then at 3 year intervals	Do not use MLV in kittens <4 weeks of age
	FHV	6 weeks (4 weeks if needed)	3-4 weeks later	3-4 weeks later until 12 weeks	1 year later	One immunisation, boost annually	Two immunisations 2-4 weeks apart, boost 1 year later	Two immunisations 2-4 weeks apart, boost 1 year later	Vaccinate new cats as soon as possible
	FCV	6 weeks (4 weeks if needed)	3-4 weeks later	3-4 weeks later until 16 weeks	1 year later	One immunisation, boost annually	Two immunisations 2-4 weeks apart, boost 1 year later	Two immunisations 2-4 weeks apart, boost 1 year later	Vaccinate new cats as soon as possible. Due to high antigenic variation of strains, recovered cats should be vaccinated
CS	Rabies virus	12-16 weeks. Single immunisation	-	-	1 year later	Some vaccines' DOI is 3 years, but legislation may require annual boosters	One immunisation, boost 1 year later	One immunisation, boost 1 year later	In endemic areas: handle all strays with caution, as potentially infected. Vaccinate only in endemic areas – refer to national and regional legislation
Non-core	FeLV	8-9 weeks	12 weeks	-	1 year later	Boost every 2-3 years after 3 years of age	Quarantine and test before two immunisations 2-4 weeks apart, boost 1 year later	Quarantine and test before two immunisations 2-4 weeks apart, boost 1 year later	Not needed if no contact with other cats
	FCoV/FIP	First immunisation from 16 weeks	3 weeks later	-	1 year later	-	Two immunisations 2-4 weeks apart, boost 1 year later	Two immunisations 2-4 weeks apart, boost 1 year later	Intranasal vaccine against FIP is available in some European countries. Only vaccinate seronegative cats
	<i>Chlamydia felis</i>	8-9 weeks	12 weeks	-	1 year later	One immunisation, boost annually	Two immunisations 2-4 weeks apart, boost 1 year later	Two immunisations 2-4 weeks apart, boost 1 year later	Where cats are kept close together long term, vaccinate regularly
	<i>Bordetella bronchiseptica</i>	One immunisation in cats 1 month or older	-	-	1 year later	One immunisation, boost annually	One immunisation, boost annually	One immunisation, boost annually	Do not use MLV in kittens <4 weeks of age. Vaccine available in some European countries. Vaccinate in high-density areas where <i>Bordetella</i> is confirmed

6.3 Les recommandations en refuge

Si l'âge le permet, il est recommandé de vacciner les chats au plus vite après leur admission au refuge contre le FPV, le FHV-1 et le FCV.

Si l'âge le permet toujours, les chats devront aussi être vaccinés contre le FeIV sauf s'ils sont destinés à être uniquement logés en individuel ou que les protocoles de réalisation des tests de dépistage sont correctement réalisés. Le vaccin n'est alors plus prioritaire (Hosie *et al.*, 2015).

Les possibles effets secondaires des vaccins dans les 48h suivant l'injection ne devrait pas autoriser leur adoption dans cette période (Hosie *et al.*, 2015).

Même si les vaccins à virus atténués sont à privilégier en refuge par leur action plus rapide, ils sont à éviter sur les chats immunodéficients (notamment ceux positifs au FIV ou au FeIV) ainsi que sur les chats atteints de maladies chroniques (Hosie *et al.*, 2015).

Le vaccin contre le FPV est à éviter sur les chattes gestantes sauf si celles-ci sont amenées à être stérilisées et la gestation arrêtée.

II. Étude bibliographique des recommandations de prévention sanitaire des maladies virales chez le chat en refuge

Après avoir étudié les différentes caractéristiques des virus félins présents en refuge, il était important de comprendre comment un refuge favorisait leur transmission et quels étaient les piliers de leur prévention sanitaire.

1. Les facteurs de risques en refuge : Leur importance et leur prévention dans la transmission des maladies virales chez le chat

1.1 Données générales

Plusieurs facteurs interviennent dans le développement d'une maladie infectieuse. Les animaux eux-mêmes et leur niveau de défense immunitaire sont un frein plus ou moins important au développement de la maladie. Certains peuvent être connus comme l'âge, le sexe, l'état de santé général et le statut immunitaire (Pesavento et Murphy, 2014a).

De même, le stress ou des prédispositions génétiques peuvent participer au développement d'une maladie infectieuse (Miller, Hurley, 2009).

De plus d'après une étude réalisée aux États-Unis, près de la moitié des refuges ayant répondu au sondage considèrent qu'une partie importante voire la majorité des animaux (sans distinction entre chats et chiens) arrivent avec une maladie infectieuse (Steneroden *et al.*, 2011).

La virulence, la quantité de virus et le temps d'exposition effectuent une pression plus ou moins importante sur le chat. (Attard *et al.*, 2013) L'hygiène des lieux et du matériel prend ici toute son importance afin de limiter la présence des pathogènes dans l'environnement (Miller, Hurley, 2009).

Afin de prévenir la transmission des maladies virales, il convient donc d'intervenir sur un maximum de points afin de minimiser le risque (Pedersen, 1991).

1.2 Le contrôle des facteurs de risques et des contaminations

Afin de contrer les contaminations, plusieurs piliers de prévention existent que nous allons détailler ci-dessous.

1.2.1 *Hygiène des locaux*

Tout d'abord, il s'agit de **réduire la concentration des agents pathogènes dans l'environnement**. Cela peut s'aborder par la réduction de population et surtout éviter la surpopulation (Miller, Hurley, 2009). L'hygiène à travers le nettoyage et la désinfection est un pilier de cet aspect. Une bonne ventilation participe également à limiter la quantité d'agents pathogènes dans l'environnement (Husson et Boogaerts, 2013).

1.2.2 Limiter le stress

Il convient également **d'améliorer la résistance de l'hôte**. La réduction du stress joue, nous allons le voir, un rôle particulièrement important. Il faut donc apporter aux chats une alimentation adaptée et un enrichissement de leur environnement. La formation du personnel quant à la bonne manipulation des chats est également importante. Cela comprend la réduction du stress par une manipulation douce mais également une manipulation en accord avec règles d'hygiène qui seront détaillées plus tard (Husson et Boogaerts, 2013).

1.2.3 Quarantaine et infirmerie

Ensuite, il faut **réduire l'exposition aux pathogènes s'ils persistent**. La quarantaine des chats nouvellement admis et l'isolement des chats malades au cours de leur séjour dans le refuge sont là les clés de cette étape (Husson et Boogaerts, 2013).

La transmission doit également être minimisée par la circulation au sein du refuge. C'est alors le principe de marche en avant qui prime.

La prévention de l'ensemble des maladies virales en refuge repose donc majoritairement sur :

- La vaccination à l'admission
- L'examen clinique et la surveillance des chats pour repérer une maladie
- La gestion du matériel
- Le nettoyage et la désinfection

Il est important de ne pas oublier qu'il s'agit d'une gestion collective et notre approche des maladies virales notamment respiratoires est souvent bien trop individuelle (Fontaine, 2021).

Tous les **tests de dépistages** disponibles ne sont pas à réaliser à l'admission. Ceux concernant le FeIV et FIV sont généralement faits mais parfois abandonnés pour des raisons de coûts. Or, ces tests devraient être systématisés au moment de l'admission et non pas au moment de l'adoption. En effet, la réponse à ces tests peut fortement influencer le logement du chat. Si le chat doit par exemple être logé en groupe, il devrait être obligatoire que son statut FIV/FeIV soit déterminé. Si les moyens ne sont pas suffisants pour tester l'ensemble des chats admis, la priorité devrait être donnée aux animaux à risque et donc les animaux malades, les mâles non castrés ou les chats exposés (errants ou vivant en extérieur) (Miller et Hurley, 2009).

1.2.4 Surveillance des animaux

Pour réaliser ces étapes, il convient bien évidemment de surveiller l'apparition de la maladie. La multitude des animaux et des membres au sein de l'équipe ou leur absence de formation compliquent parfois cette surveillance. Le vétérinaire sanitaire joue alors un rôle primordial dans l'identification des animaux malades, leur suivi mais aussi l'incidence et l'évolution de

la maladie. Le vétérinaire doit également rendre clair le protocole sanitaire afin de permettre sa bonne application (Miller, Hurley, 2009).

La gestion des maladies virales s'effectue donc de manière systématique par (Miller, Hurley, 2009) :

- Un système de surveillance des chats
- Des objectifs réalistes et explicites avec des dates à respecter concernant l'impact des maladies sur les chats du refuge
- Lister le matériel et les moyens nécessaires pour y parvenir
- Construire un plan adéquat de prévention sanitaire
- Réaliser un bilan de cette prévention
- Réévaluer les objectifs et en définir des nouveaux

1.2.5 Limiter la durée de présence des chats

La **durée moyenne de présence du chat au sein du refuge** est également un indicateur fondamental dans la mesure où il influe énormément sur la capacité d'accueil. Une faible variation dans cette durée de séjour au sein du refuge permet d'augmenter considérablement la capacité d'accueil disponible ou bien d'éviter la surpopulation. De plus, améliorer cet indicateur participe à augmenter le taux d'adoption dans la mesure où les animaux sont plus facilement adoptés quand ils sont peu nombreux (Wagner *et al.*, 2018).

L'idéal serait de se limiter à 75% de la capacité maximale afin de ne jamais dépasser le seuil de surpopulation, c'est-à-dire dès lors que le refuge fonctionne au-dessus de sa capacité d'accueil maximale. Pour chaque animal admis, il est donc préconisé d'estimer sa durée de séjour et de favoriser son adoption au plus vite. Cette mise à l'adoption pourrait donc se faire dès le commencement de la quarantaine si celle-ci a lieu (Finka *et al.*, 2014).

1.3 La surpopulation en refuge, un risque majeur de transmission des maladies virales chez le chat

La surpopulation, est un problème majeur en refuge. Elle est très difficile à juguler. Lorsque le nombre d'abandons ne cesse de croître il est plus difficile de prévoir en amont les admissions. Il reste cependant primordial de prévoir au mieux le nombre d'admission optimal pour éviter par la suite une surpopulation pouvant mener à de nombreux désordres physiques et psychologiques et sanitaires chez les chats (Finka *et al.*, 2014) (Sykes et Greene, 2013).

1.3.1 Anticiper la surpopulation

Prévoir le nombre de places disponibles dans le refuge est également à connaître afin d'être confronté au nombre d'admissions et d'ainsi organiser les possibles périodes à risque de surpopulation. Il est par exemple possible en période d'affluence de séparer les cages en deux et d'augmenter ainsi le nombre de places (Wagner *et al.*, 2018) (**Figure 15**).

Figure 15: Logement individuel avec un portail permettant de séparer la cage (D. C. Wagner et al., 2018)

Ce type de cage permet initialement d'isoler le chat dans un des compartiments pendant le nettoyage et la désinfection. De plus, cela permet de séparer plus distinctement les différentes zones de repos, d'alimentation et d'éjection. Mais il est également possible de fermer de façon durable le portail lors de surpopulation afin d'augmenter temporairement le nombre de places.



Une formule peut permettre d'estimer la capacité d'accueil maximale :

$$C = (T * \text{Nb staff} * 60) / 15$$

Où T est le temps en heures accordé par le personnel pour les soins, Nb staff est le nombre de personnes impliquées par jour pour réaliser les soins. De plus, 15 représente ici le temps en minutes recommandé pour les soins par animal et par jour (Shelter Medecine, 2015) (Fontaine, 2021).

Par exemple, pour une équipe journalière de 10 personnes accordant 2 heures aux soins journaliers, la capacité maximale du refuge est de 80 chats

1.3.2 Les partenariats entre refuges comme moyen de lutter contre la surpopulation

Il peut être pertinent d'établir des **partenariats** ou des communications avec d'autres refuges. En effet, cela peut permettre le transfert d'animaux de zones sous tension vers des zones moins sollicitées. Un protocole d'hygiène très strict reste bien évidemment à respecter pour cela. La quarantaine doit toujours avoir lieu après le transport (Miller et Zawistowski, 2012).

Les prévalences de maladie restent les mêmes au sein des chats relocalisés que ceux non relocalisés ce qui démontre que même si le voyage est source de stress, cela n'implique pas forcément plus le développement et la transmission des maladies. Le risque de développer une URI augmente cependant avec le temps de trajet par le stress provoqué et

les échanges potentiels de virus. Minimiser le temps de trajet est donc à prendre en compte dans cette décision (Aziz *et al.*, 2018).

Lors du transport, la densité, les conditions ambiantes doivent être contrôlées. Il est également primordial de ne pas faire voyager ensemble des animaux ne provenant pas du même refuge. Il est important de réfléchir à quels chats vont être transportés. En effet, des chats trop stressés ou trop jeunes ne sont pas des bons candidats car plus susceptibles de déclarer une infection. (Aziz *et al.*, 2018).

Ces transferts se doivent de plus de respecter le règlement de la commission européenne numéro 1/2005 du Conseil datant du 22 décembre 2004 relatif à la protection des animaux pendant le transport et les opérations annexes.

1.3.3 *La surpopulation et les adoptions, qu'en est-il ?*

Éviter la surpopulation favorise également **les adoptions** et se limite par elle-même. Il semble que les chats sont moins stressés et présentent donc des comportements plus amicaux envers les visiteurs (D. Wagner *et al.*, 2018).

La surpopulation engendre nécessairement une diminution de l'espace par chat et donc **une source de stress importante** (Sykes et Greene, 2013). En effet, lors de l'ajout d'un nouveau chat dans un groupe c'est surtout l'adaptation spatiale qui prime sur les relations sociales. Une surpopulation peut donc compliquer cette phase et engendrer du stress (Kessler et Turner, 1999). De plus, par la surpopulation, on observe une augmentation du bruit et des odeurs, favorisant aussi le stress. Cela peut également compromettre l'hygiène et la propreté des locaux qui sont un pilier de la prévention sanitaire (Miller et Hurley, 2009).

La surpopulation peut être encore plus néfaste sur certaines catégories d'animaux comme les chats adultes immunodéprimés ainsi que les chatons pour qui les conséquences d'une maladie peuvent être plus graves. Ces populations doivent donc être tenues au maximum à l'écart des espaces où la surpopulation est présente.

1.4 Le stress en refuge : un facteur majeur de la transmission des maladies virales chez le chat en refuge

1.4.1 *Comment le stress impacte-t-il la transmission des maladies virales ?*

Le stress, qui est avant tout une réponse physiologique à une agression, provoque la libération de cortisol et catécholamines amenant à une déshydratation, une insulino-résistance ainsi qu'une plus grande susceptibilité à l'infection. (Miller, Hurley, 2009) Un stress chronique peut également provoquer une perte de poids chez le chat fragilisant alors l'animal (Miller et Hurley, 2009).

Ce stress peut donc **altérer le système immunitaire**. Les chats contaminés peuvent de ce fait déclarer plus facilement la maladie ou bien de façon plus intense (Miller et Hurley, 2009).

Le stress permet enfin de **réactiver des infections latentes** comme l'herpèsvirus félin amenant alors à de nouvelles contaminations. Ceci est la cause majoritaire de ré-activation dans le cadre des URI (Miller et Hurley, 2009).

1.4.2 Quelles sont les sources de stress ?

Le stress peut provenir du **logement** en lui-même, par le choix de la cage par exemple mais également de sources de stress extérieures comme le **bruit** ou des **odeurs** (aboiements de chien, électroménagers, activité quotidienne de nettoyage ou de surveillance).

Le stress peut aussi provenir d'un **manque d'espace** inhibant les comportements habituels puisque le chat gère majoritairement les conflits par évitement. Un chat habitué à un accès extérieur pourra par exemple présenter un stress important lors de son placement en cage (Kry et Casey, 2007) (Gourkow et Fraser, 2006). En effet, il a pu être montré que des cages de taille inférieure étaient associées à un niveau de stress plus élevés durant la première semaine après l'admission (Kessler et Turner, 1999).

En logement **individuel**, la surface du logement doit être au moins de **0,75 à 0,9 m²**. En logement **collectif**, cet espace augmente et un minimum de **1,65 m²** est recommandé (Newbury et al., 2010) (Wagner et al., 2018).

A noter qu'en France, d'après l'arrêté du 3 Avril 2014, la surface minimale par chat est de 2 m² et une hauteur de 1m50.

Comme vu précédemment, la surpopulation peut ainsi contribuer à ce manque d'espace.

L'organisation même d'un refuge avec l'entrée en continu de nouveaux animaux dans un espace clos, d'âges parfois très différents peut être une source de stress. En effet, l'arrivée d'un nouvel individu perturbe les relations sociales préalablement établies pouvant nettement augmenter le stress des chats déjà présents (Miller et Hurley, 2009).

L'hygiène quotidienne engendre également des changements de milieu et un contact avec l'humain pouvant stresser l'animal. Une manipulation non adéquate, le placer dans un autre espace même temporairement confronte l'animal à un stress important (Kry et Casey, 2007). La technique du spot-cleaning en réponse à cette problématique sera abordée dans la partie 2.1.4.

Le logement et sa gestion est donc une source de stress potentielle majeure qu'il est important de prévenir.

1.4.3 Logement collectif ou individuel pour limiter le stress ?

En France, cette question est souvent peu étudiée car les logements sont majoritairement collectifs, suite à la pression exercée par le grand nombre de chats qui arrivent régulièrement en refuge. Au contraire, en Amérique du Nord les logements sont majoritairement individuels, facilitant parfois la prévention de la transmission des maladies virales. Mais évidemment, le coût financier des logements individuels est plus élevé ce qui limite leur implantation (Gourkow et Fraser, 2006).

Le chat a tout d'abord été pensé comme un animal solitaire mais de nombreuses colonies de chats ont pu être observées. Ce qui caractérise cette espèce est donc plutôt sa flexibilité à vivre en groupe ou à vivre seul. Un facteur prépondérant au maintien d'une bonne entente au sein du groupe est la présence de ressources en quantité suffisante (Ract-Madoux, 2017).

Ceci est confirmé par le fait **qu'aucun consensus n'existe au sein des études concernant la nécessité d'un logement collectif ou non**. La plupart des études ne montrent d'ailleurs pas de différence significative quant au niveau de stress entre les logements individuels et collectifs (Broadley *et al.*, 2014).

Cependant, le stress semblerait un peu moins élevé dans les **groupes de taille réduite (2 à 3 chats)** plutôt que dans les groupes de taille supérieure. De même, des **variations régulières de groupe augmentent le stress** chez le chat. Un maximum de 8 chats (quel que soit l'espace, mais ce qui est très peu réalisable en France) est donc préconisé. Cela permet de réaliser un meilleur suivi de chacun d'entre eux, même si cette surveillance doit-elle-même limiter toute source de stress comme la manipulation par exemple. L'ajout d'un nouvel animal devrait quant à lui avoir lieu dans les groupes les plus petits (Miller et Hurley, 2009) (Kessler et Turner, 1999).

Le niveau de stress dépend surtout de l'animal lui-même selon qu'il a ou non une précédente expérience de vie en logement collectif. Un chat ayant toujours vécu seul sera bien évidemment plus stressé dans un logement collectif (Finka *et al.*, 2014). Si elles sont connues, l'origine et l'histoire du chat sont à prendre en compte dans la décision de le placer en logement collectif ou individuel lorsque le choix est possible. Cela diminuera plus aisément son stress à long terme mais n'aura en revanche pas d'impact sur le stress immédiat de l'arrivée au refuge (Broadley *et al.*, 2014).

Des chats timides, jeunes ou vieux seraient d'avantage stressés par le logement collectif (McCune, 1992).

Une observation importante est également le fait qu'un chat non sociabilisé et donc plus stressé au sein d'un groupe augmenterait également le stress des autres chats partageant le logement (Kessler et Turner, 1999).

Il est aussi important de différencier **le logement à court terme** (isolement, quarantaine) et **à long terme**. Ce dernier offrira bien évidemment plus d'espace mais ceux à court terme doivent tout de même contenir tous les espaces nécessaires au chat (Miller et Hurley, 2009). **(Figure 16)**

De plus, le type d'enrichissement proposé peut bien évidemment évoluer au cours du séjour de l'animal. Ces enrichissements peuvent prendre la forme de jouets, de musique, de différentes zones de cachettes. Il est possible d'offrir un accès à l'extérieur ou un visuel sur l'extérieur mais tous les chats doivent pouvoir se cacher s'ils le souhaitent Kessler et Turner, 1999) (Rochlitz, 1999).

Afin d'habituer les chats à l'activité humaine, leur en offrir une visibilité par un accès extérieur ou mettre la radio peuvent être des solutions. Cela permet aux chatas de s'habituer à l'activité et voix humaine (Rochlitz, 1999).

Figure 16: Logement individuel et son aménagement (Wagner et al., 2018)

On remarque ici, la présence d'un élément en hauteur, indispensable et obligatoire légalement pour un chat. L'espace semble en revanche légèrement trop petit ne permettant pas une séparation franche des différents espaces (alimentation et bac à litière notamment). En revanche, la mise en place d'une serviette suspendue offre un espace de cachette au chat, élément fondamental pour limiter son stress.



1.4.4 Repérer le stress

Si un manquement dans la prévention du stress a lieu ou si un point important a été négligé, le chat pourra déclencher un état de stress qu'il est important de déceler afin de le corriger rapidement.

Les chats possèdent un **répertoire 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 (Rochlitz, 1999).

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).

Un chat vivant en collectivité par exemple dans un espace trop restreint ne sera donc pas capable de réaliser des comportements d'évitement, les rencontres agonistes vont donc augmenter et les chats stressés limitent alors leur activité (Rochlitz, 1999).

D'autres indicateurs peuvent alarmer sur l'état de stress de l'animal. Un chat se couchant dans sa litière ou se cachant de façon continue est souvent signe d'un mal-être et d'une mauvaise accommodation à son environnement.

Mesurer la prise alimentaire permet également de détecter plus rapidement un mal-être ou le déclenchement d'une maladie. Il est par exemple possible de caractériser la prise alimentaire comme totale, partielle, nulle ou d'utiliser des pourcentages afin de caractériser la proportion de ration ingérée (Wagner *et al.*, 2018).

Le stress peut également s'observer par des comportements de stéréotypies ou d'auto-mutilation (Kry et Casey, 2007).

1.4.5 Mesurer le stress

Il existe des échelles permettant de quantifier le stress. Le « **Cat Stress Score** » développé par la comportementaliste McCune puis par Kessler et Turner peut être une option afin de définir l'état de stress à l'arrivée de l'animal ainsi que pour suivre son évolution (McCune, 1994) (Kessler et Turner, 1999).

Cette échelle à 7 étages est elle-même basée sur le « Cat Assessment Score » développé par McCune en 1994 :

- Absence totale de stress
- Faiblement détendu
- Faiblement stressé
- Fortement stressé
- Apeuré
- Fortement apeuré
- Terrifié

Cette échelle repose notamment sur la position du chat, de son corps, ses membres, ses yeux, ses oreilles et mais aussi de son activité ou de ses vocalises (Hirsch *et al.*, 2021).

Cette échelle ne permet pas toujours une comparaison entre les différents types de logement car les chats ne peuvent pas toujours y exprimer les mêmes comportements ou activités (Hirsch *et al.*, 2021).

Les premiers jours étant primordiaux pour limiter au maximum le stress et le quantifier, ils nécessitent souvent une surveillance accrue et pourraient donc faire l'objet de la mise en place du « Cat Stress Score » (Broadley *et al.*, 2014).

Le stress étant particulièrement **multifactoriel**, il est important de prendre en compte les aspects **quantitatifs** (grâce à un score de stress) mais aussi **qualitatifs** (avec les différentes sources de stress) de celui-ci (Kessler et Turner, 1999).

1.4.6 Comment diminuer le stress ?

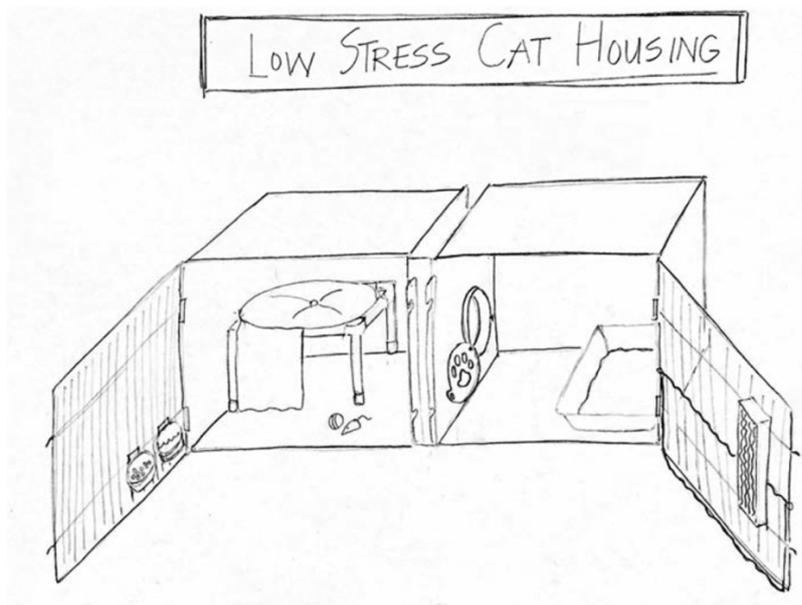
Le chat nécessite souvent 2 à 5 semaines pour s'adapter à son nouvel environnement mais on remarque que la vitesse de diminution du stress est plus rapide lors des premiers jours. **L'enrichissement doit donc intervenir dès l'arrivée au refuge afin de favoriser cette adaptation et ne pas la retarder ou la compliquer** (M. R. Kessler et Turner, 1999).

De plus, un chat peut s'avérer curieux lorsqu'une seule modification de l'environnement intervient. Par exemple, une nouvelle odeur, un nouveau congénère, un nouvel enrichissement pourra l'attirer. Mais un changement complet de l'environnement sera source de stress pour un chat. C'est pourquoi l'admission en refuge est un point crucial dans la gestion du stress (Kry et Casey, 2007).

Le stress diminuant plus rapidement et plus fortement chez des chats logés en milieu enrichi, la **bonne organisation du logement** avec la séparation de la litière des autres zones (couchage et alimentation) permet de respecter les besoins du chat. Une importance doit être portée à **l'enrichissement vertical des cages** (hamacs, plateformes...). Une zone de couchage est également obligatoire. Il est parfois nécessaire d'essayer différents types de couchages (panier, couvertures de différentes matières, cartons) afin de trouver celui qu'affectionne le chat (Rochlitz, 1999) (Kry et Casey, 2007) (**Figure 17**).

Figure 17: Schéma d'un logement individuel permettant un stress minimal (Shelter Medecine, 2020)

Ce dessin illustre la cage individuelle idéale pour un chat : un espace en hauteur, une zone pour se cacher derrière la serviette, la zone d'alimentation éloignée du bac à litière, des jouets. De plus, le portail présent permet la réalisation du nettoyage en deux temps. Le chat peut en effet être isolé dans chaque compartiment pendant le nettoyage et la désinfection de l'autre. Cela évite de le sortir de son environnement, et donc limiter le stress.



Si le logement est collectif, il doit posséder assez de **zones de repos** pour chaque chat notamment en hauteur. En effet, se réfugier en hauteur est un comportement d'évitement et peut donc permettre de limiter les comportements agonistiques entre les chats (Rochlitz, 1999). Une diminution plus rapide et plus importante du CSS (Cat Stress Score) dans les 7 jours suivant l'arrivée a été observée lorsqu'une cachette est fournie au chat. Celle-ci peut prendre la forme d'une boîte, ou d'un simple drap isolant en partie de l'animal (Van der Leij *et al.*, 2019).

Les chats sont des animaux pour lesquels **l'odorat** a une grande importance. En effet, la stimulation olfactive participe au bien-être de l'animal (D. Wagner *et al.*, 2018). Celle-ci intervient dans de nombreux champs comme la chasse mais aussi le maintien de la cohésion sociale. Reconnaître les odeurs participe donc au sentiment de sécurité chez le chat. Proposer de nouveaux objets avec de nouvelles odeurs augmente l'activité des chats par l'exploration de ces objets. L'utilisation de Catnip (ou herbe à chat) a montré de très bons résultats par l'intérêt que les chats y portent. Il faut tout de même veiller à ne pas utiliser de produits pouvant être irritants pour les voies respiratoires du chat (Ellis et Wells, 2010). L'utilisation de phéromones ne montrerait pas d'efficacité dans la réduction du stress (Möstl *et al.*, 2013).

Il est également possible de séparer les animaux suivant leur âge afin de créer des groupes plus homogènes (Miller et Hurley, 2009):

- Moins de 8 semaines
- Jusqu'à 16 semaines
- Jusqu'à 12 mois
- Adultes

Cette séparation permet notamment de séparer les chatons vaccinés, des chatons non vaccinés qui sont plus à risque. Le comportement d'un jeune chat pouvant être également stressant pour des chats plus âgés car plus actifs, cette séparation permet de limiter le stress potentiel.

A cela s'ajoute de réaliser une séparation selon le **statut reproducteur, l'état général et le comportement**. La quarantaine prend tout son sens dans l'observation et la définition du caractère de chaque chat. Même si aucune catégorie de comportement n'est réellement décrite, un chat agressif envers les autres ou trop peureux en communauté sera par exemple placé en logement individuel (Miller et Hurley, 2009).

La bonne manipulation des chats leur permet également d'être plus à l'aise lors de visites par de potentiels adoptants (Gourkow et Fraser, 2006).

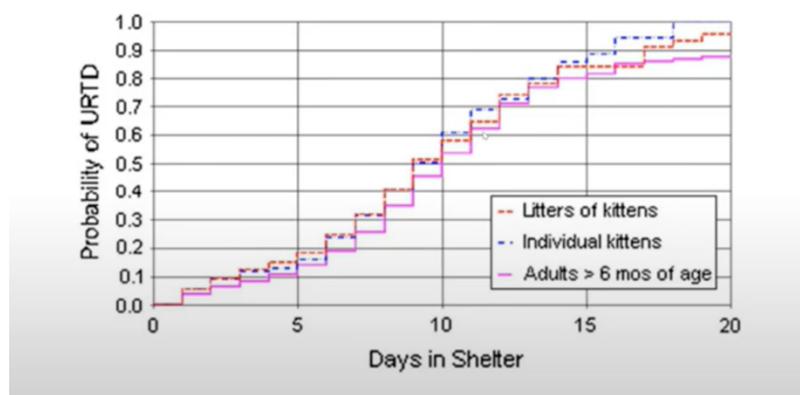
1.5 Les maladies respiratoires, une prévention sanitaire spécifique

Comme vu précédemment, la prévalence des URI est très importante en refuge. Par leur grande dépendance au stress et l'existence de latence, leur gestion en est souvent compliquée.

L'agent principal reste l'herpès virus dont la réactivation est très liée au stress et dont la prévention est donc d'une importance capitale. Au bout de 20 jours en refuge, on remarque que 100% des chats sont susceptibles d'être atteints d'URI. Cette probabilité n'est que de 10% au bout de 5 jours. En effet, le risque d'être atteint d'URI augmente rapidement avec le temps de séjour. 5 jours serait donc le délai idéal de séjour au sein du refuge afin de limiter le nombre de chats atteints d'URI (Dinnage et al., 2009). **(Figure 18)**

Figure 18: Graphique représentant le risque d'être atteint d'URI en fonction de la durée de séjour en refuge.(Dinnage et al., 2009)

On remarque sur ce graphique, qu'au bout de 5 jours, la probabilité d'être atteint d'URI dépasse les 10% et atteint rapidement les 20% et ce quel que soit l'âge du chat. C'est pourquoi la durée de séjour doit être minimale.



En Amérique du Nord il n'est pas habituel de tester pour rechercher la présence de la maladie en raison du manque de sensibilité et spécificité des tests disponibles mais également car sa gestion par la suite n'en sera pas modifiée (Dinnage et al., 2009) (Wagner *et al.*, 2018).

Le risque de transmission pour les URI dépend significativement de l'environnement, de l'hygiène et du nombre de chats en son sein. Une surface d'au moins 0,74m² et un changement de logement inférieur à deux fois lors de la première semaine de séjour diminue le risque de transmission. La séparation des tranches d'âge notamment entre juvéniles et adultes diminue aussi fortement le risque de transmission d'URI (Wagner *et al.*, 2018).

Les étapes majeures de la prévention des maladies respiratoires sont donc (Fontaine, 2021) :

- La diminution du stress. ; Le stress augmente en effet de 5,6 fois le risque de développer une URI.
- Former le personnel et les bénévoles à mieux détecter un chat stressé
- Éviter la surpopulation
- Viser la durée de séjour la plus courte possible.

- Favoriser un réseau de famille d'accueil afin de placer les animaux atteints pour éviter la diffusion du virus au sein du refuge mais surtout pour les animaux à risque comme les chatons ou les chats avec des comorbidités (FIV par exemple).
- Utiliser des portails (portes entre deux parties de la cage pouvant être fermées au besoin) afin de limiter le stress lors du nettoyage et de la désinfection et ainsi limiter l'impact du stress.
- Systématiser les mesures d'enrichissement : respect des différentes zones (alimentation, bac à litière, repos) et l'espace entre chaque zone, agrémenter de jeux.
- Utiliser la technique de spot-cleaning (détaillée dans le paragraphe 2.1.4)
- Réduire les mouvements d'animaux au sein du refuge (ne pas déplacer l'animal lors du nettoyage ou ne pas le changer de local au cours de son séjour)
- Connaître le taux de base d'infection afin de quantifier l'impact des mesures mises en place

1.6 Faciliter les adoptions

Dans une idée que moins les animaux restent en refuge, plus le risque de transmission diminue, favoriser les adoptions est une piste importante pour la gestion des maladies virales. L'approche Nord-Américaine où les chats sont proposés à l'adoption très tôt dès la quarantaine n'est que très peu partagée en Europe et notamment en France où cela n'est pas réalisée.

1.6.1 Comment les adoptions influent sur la prévention sanitaire des maladies virales chez le chat en refuge ?

La durée de séjour est un facteur prépondérant dans la transmission des maladies virales.

Par l'apparition de comportements à connotation négative lors de durée de séjour long, l'adoption en devient plus difficile et l'animal aura alors tendance à prolonger encore sa présence au sein du refuge. Cet allongement augmente encore les risques de contaminations. La possible infection engendrée est alors également un frein à l'adoption et l'animal risque d'autant plus de contaminer un autre chat (Janke *et al.*, 2017).

1.6.2 Comment favoriser les adoptions ?

Les **réseaux sociaux** sont un excellent moyen d'améliorer le taux d'adoption en publiant des annonces dès l'arrivée de l'animal pour ne pas différer une potentielle adoption. Elle peut donc avoir lieu avant une réactivation de virus par exemple, limitant alors fortement les risques de contamination (Fontaine, 2021).

Optimiser le nombre de chats pour qu'ils soient vus est la première étape dans la favorisation des adoptions. Un logement enrichi et sain est également un outil pour faciliter les adoptions. En effet, il a pu être montré que les chats évoluant dans un environnement enrichi et donc moins stressés étaient plus rapidement adoptés. Prévenir le stress permettrait donc de favoriser les adoptions tout en limitant les contaminations (Wagner *et al.*, 2018).

Un programme au Canada et aux États-Unis appelé le **Capacity for Care (C4C)** est un programme visant directement à maintenir la population de chats sous la capacité du refuge. Cela s'inscrit dans une volonté d'offrir un bien-être aux chats en réduisant la durée de séjour et le risque de maladie. La première étape de ce programme est la mise en place de cage à portails et de compartiments offrant à chaque chat les espaces nécessaires. Cela permet à l'animal d'exprimer son bien-être, d'améliorer son état clinique et favorise donc l'adoption. Ce programme permet de réduire de 24% la durée de séjour du chat au sein du refuge (Janke *et al.*, 2017).

Dans ce programme intervient part notamment la mise en adoption rapide, l'introduction de catégorie de prix suivant les chats (un chat considéré comme moins attractif pour un propriétaire sera à l'adoption à un prix moins élevé qu'un chaton par exemple), la mise en place d'évènements mettant en avant les animaux présents au refuge. Cette variation de prix n'existe pas en France. Des campagnes mensuelles peuvent par exemple être mises en place afin de promouvoir les chats dont l'adoption sera la plus facile afin de libérer les logements rapidement et favoriser des durées de séjour faibles. Des journées de visites afin de favoriser des rencontres peuvent également être organisées. A cela s'ajoute bien évidemment toutes les mesures d'enrichissement et de bien-être (Humane Canada, 2018).

L'âge étant un critère de choix dans les adoptions, les chatons sont en effet plus facilement adoptés. Il est donc primordial de mettre aussi en avant les autres chats dont la durée de séjour est prédisposée à être plus longue car ils sont moins recherchés par les adoptants. Des solutions à long terme comme des familles d'accueil définitives peuvent également être choisies pour les animaux malades ou dont l'adoption est impossible. Ces familles accueillent ces chats, mais les frais sont à la charge de l'association.

Estimer la durée de séjour de l'animal selon des critères esthétiques comme la race, la couleur (les chats noirs sont par exemple moins adoptés), le type de poil permet également de choisir les autres chats à mettre en valeur qui répondraient moins aux critères esthétiques recherchés par certains adoptants (Protopopova et Gunter, 2017).

Il est tout de même important de rappeler que le taux d'euthanasie à l'entrée au refuge est bien plus élevé en Amérique du Nord où il peut atteindre 40%, facilitant la mise en place de ces mesures par la limitation de la surpopulation par rapport à un pays comme la France où la politique d'euthanasie est plus stricte en refuge (Janke *et al.*, 2017). L'euthanasie n'est presque jamais pratiquée à l'entrée du refuge en France.

2. La gestion du logement des chats pour limiter la transmission des virus

Il semble important de rappeler que certains registres sont obligatoires dans un refuge :

Le registre des entrées et sortie : CERFA 50 4510 « Livre entrées et sorties ». Ce registre permet de recueillir les informations de l'identité de l'animal à son admission et celles à sa sortie. Il doit être conservé 3 ans après la sortie de l'animal. Cela permet notamment de suivre le temps de séjour de l'animal au sein de refuge. Ce registre contient de plus des informations sur l'origine du chat. (Duchateau, 2019).

Le registre sanitaire : CERFA 50 4511 « Livre de santé » : Ce registre quant à lui recense toutes les interventions que le vétérinaire sanitaire ou les membres du refuge ont réalisé sur les animaux. Il doit également être conservé pendant 3 ans (Duchateau, 2019). Ce registre peut donc donner des informations importantes sur la gestion des maladies virales chez le chat en refuge (nombre de traitement, maladie, nombre d'épisodes de la maladie mais aussi durées et périodes durant lesquels ils ont lieu). C'est un outil fondamental dans la gestion quantitative de la prévention sanitaire des maladies virales chez le chat en refuge.

Malheureusement, selon une étude réalisée dans l'Ouest des Etats-Unis encore beaucoup de refuges ne possèderaient pas de vétérinaire sanitaire en charge de la prévention des infections. Or, il est responsable de l'élaboration d'un protocole sanitaire qui ne serait donc pas présent au sein de chaque refuge (Steneroden *et al.*, 2011).

2.1 Les grands principes d'hygiène

L'hygiène, regroupant l'ensemble des procédés et technique permettant de conserver la santé d'un individu, peut regrouper plusieurs entités. Tout d'abord une hygiène de vie convenable avec une bonne nutrition, de l'exercice selon la race favorise un chat en pleine santé. Ensuite, des mesures physiques permettent de limiter les contaminations. En particulier, des séparations entre les espaces, des sur-chaussures lors des déplacements. La mise en pratique du nettoyage et de la désinfection allie mesures mécaniques (brossage, pression...) et chimiques (détergents et désinfectants) (Newbury *et al.*, 2010).

2.1.1 Sectorisation

Les différents secteurs.

Il convient tout d'abord de différencier le **secteur sale** du **secteur propre**. Le secteur sale est celui des zones contaminées comme lors d'une nouvelle admission en quarantaine par exemple. Le secteur propre correspond aux zones où les animaux sont uniquement confrontés qu'aux pathogènes ambiants. Au sein de chaque secteur, il convient également de hiérarchiser les individus à risque (chatons ou chats immunodéprimés par exemple) (Newbury *et al.*, 2010).

Il est recommandé de posséder au moins 3 secteurs différents :

Le premier, la **quarantaine** pour les animaux arrivant.

La zone **d'infirmierie** pour les animaux malades ou potentiellement infectés.

Enfin, la zone de **logement** à proprement parlé pour les animaux sains, non porteur du FIV ou FeIV. Des familles d'accueil pourront être utilisées pour ces chats (Möstl *et al.*, 2013).

La quarantaine est un espace primordial dans un refuge. En effet, chaque animal admis au refuge cliniquement sain devrait être placé entre **10 jours à 3 semaines** en quarantaine car il pourrait être en période d'incubation. Cela permet également d'attendre que le vaccin soit efficace si l'animal est vacciné à son arrivée. Cette durée ne permet cependant pas la

séroconversion pour le FIV et l'apparition des antigènes du FeIV (Horzinek et al., 2013) (Möstl *et al.*, 2013) .

C'est à ce moment que l'animal doit recevoir les traitements préventifs comprenant notamment la vaccination et un traitement antiparasitaire pour prévenir toute transmission et infection potentielle. Il convient également de rechercher la présence de teigne. (Sykes et Greene, 2013)

Lors d'admissions trop nombreuses, il est parfois difficile de respecter ces règles de quarantaine. Dans ce cas une solution envisageable mais qui reste moins efficace est **l'admission par cohorte**. C'est-à-dire admettre par groupe de chats à dates fixes afin de réaliser leur quarantaine ensemble et limiter la potentielle propagation de maladie au sein du groupe seulement (Sykes et Greene, 2013). Les chats provenant de fourrières seraient admis à dates fixes. De même, des rendez-vous sur des jours prédéfinis à l'avance pourraient être proposés aux propriétaires souhaitant abandonner leur animal

Un examen complet par un vétérinaire doit également être réalisé à l'arrivée au refuge. Cet examen devra être régulièrement réitéré si l'animal n'est pas adopté. Une fréquence d'un contrôle tous les 6 mois est recommandée (Möstl *et al.*, 2013).

Tout animal commençant à présenter des **symptômes** doit être déplacé en infirmerie. La quarantaine est en effet à différencier de l'isolement en tant qu'infirmerie pour les animaux malades. En effet, des chats potentiellement sains peuvent se trouver en quarantaine et cette zone ne doit pas être une zone de contamination. L'infirmerie doit également être équipée afin de permettre au vétérinaire d'y prodiguer les soins nécessaires (Newbury et al., 2010).

Il peut également être important que les **visites soient possibles en quarantaine et en infirmerie** afin que les animaux soient toujours à l'adoption (si les chats sont bien évidemment transportables, un chat atteint de coryza par exemple et placé en infirmerie). Cela doit bien évidemment respecter des mesures d'hygiène strictes et des précautions à l'entrée et à la sortie (Sykes et Greene, 2013).

Chaque espace doit être précédé d'un hall permettant de se laver et désinfecter les mains. Un changement de chaussures (cros par exemple) ou des sur-chaussures devraient être à disposition. Dans l'idéal des blouses devraient également être mises à disposition (Möstl *et al.*, 2013).

La sectorisation du matériel

Pour éviter de diffuser les virus ou leurs particules à travers les secteurs, **chaque secteur devrait posséder son propre matériel**. Tout d'abord le matériel **d'hygiène** mais également les **enrichissements, gamelles** ou **litières**. De plus le personnel devrait changer de tenue à chaque entrée d'un nouveau secteur ou mettre des combinaisons jetables ou à défaut lavables si le coût est trop élevé (Spindel et Makolinski, 2008).

Si des **tenues de rechange** ne peuvent être présentes avant chaque espace, elles doivent au moins l'être avant la quarantaine et l'infirmierie où le risque le plus important s'y trouve. L'ensemble de la tenue doit alors être changée (Möstl *et al.*, 2013).

Si un objet ou enrichissement ne peut être totalement nettoyé, une **option jetable** de celui-ci devra être retenue. Des litières faites de cartons d'emballage peuvent par exemple être utilisées afin de réduire les tâches d'hygiène. Cela permet également de les changer plus souvent et participe donc à une meilleure hygiène en limitant les contaminations (Sykes et Greene, 2013).

Un minimum d'un bac à litière pour deux chats est préconisé (Rochlitz, 1999). La zone de repos, la zone d'alimentation et celle des déjections devraient être espacées d'au moins 60 cm pour des raisons d'hygiène et de bien-être (Newbury *et al.*, 2010)

De manière plus précise, il a pu être montré que les litières minérales à base d'argile smectique limitaient voire réduisaient la présence du FCoV et donc la transmission du coronavirus par la suite. La capacité de cette substance inerte de se lier aux protéines pourrait lui permettre de se lier au virus inhibant alors sa propagation. Attention, cela ne l'empêche pas totalement et ne doit pas minimiser l'importance des autres règles d'hygiène (Addie *et al.*, 2020).

La **Figure 16**, illustre l'utilisation d'un carton en tant que bac à litière.

La sectorisation du personnel

La sectorisation du personnel est l'idée selon laquelle des groupes au sein du personnel seraient réalisés et attribués à des secteurs spécifiques. La première sectorisation peut se faire entre le secteur sale et le secteur propre mais peut bien évidemment s'affiner avec la distinction entre quarantaine et infirmierie ou bien entre les chatteries.

- La **sectorisation du personnel** permet de limiter les risques de contaminations du secteur sale vers le secteur propre d'une part. Il permet de plus de limiter la propagation d'un potentiel virus au sein d'un seul local si la contamination provient d'un secteur théoriquement propre.

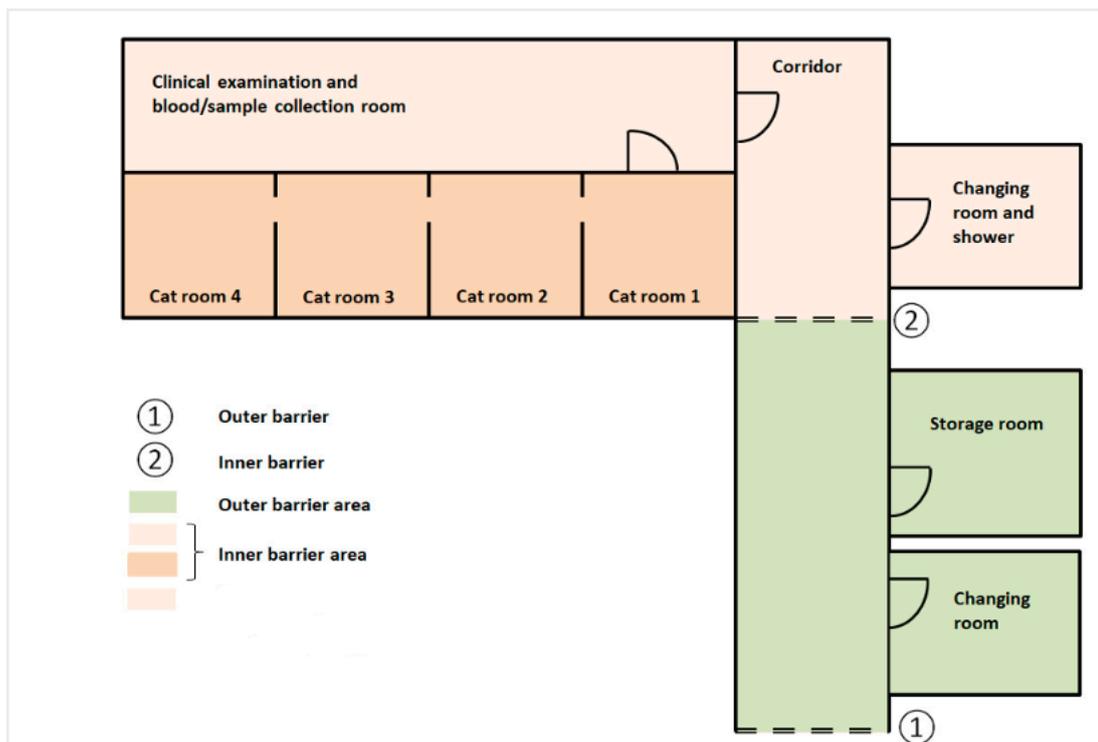
Cela permet aussi à l'équipe de connaître d'avantage les chats et donc repérer plus facilement un changement dans leur comportement (Rochlitz, 1999).

- La mise en place d'une **barrière extérieure et intérieure** afin de limiter la propagation du virus peut être à prévoir. En effet, une première barrière où le personnel enlève les vêtements usuels, change de chaussures et se lave les mains. A la seconde barrière, le personnel doit enfiler une tenue de protection, changer de chaussures et se désinfecter les mains. Ces mêmes étapes sont à franchir en sens inverse. Ces espaces peuvent être mis en place avant chaque espace de logement notamment, la quarantaine et l'infirmierie par exemple (Spiri *et al.*, 2019) (**Figure 19**).

Figure 19: Plan localisant le principe de barrière externe et interne et représentant le principe de sectorisation (Spiri et al., 2019)

Sur ce schéma nous pouvons observer une première barrière dite extérieure car est la première à franchir. Celle-ci permet d'accéder à une zone neutre (de stockage notamment) mais c'est également la zone où le personnel doit changer de tenue et notamment enlever les vêtements et chaussures venant de l'extérieur. Mais pour accéder aux chats une seconde barrière est à franchir. Des tenues jetables sont alors utilisées ainsi que des surchaussures.

Les zones de passage (en orange clair) peuvent être contaminées par les chats et personnel sortant des chatteries. C'est pourquoi, ces zones sont désinfectées à l'aide de désinfectants virucides puissants.



Quand bien même le personnel serait affecté à un espace particulier, l'hygiène des mains entre chaque animal ou à la sortie de la zone est primordiale.

- Des éviers doivent donc être présents dans chaque local avec du savon à disposition. En effet, un premier nettoyage est primordial afin d'éliminer un maximum de souillures et pathogènes. Une désinfection des mains à l'aide de gel hydroalcoolique est nécessaire par la suite (Spiri et al., 2019).

Les virus les plus résistants restent les non enveloppés comme le calicivirus ou le typhus. L'alcool pour l'hygiène des mains s'est révélé être le plus efficace contre la destruction du calicivirus. L'augmentation du temps de contact augmente l'efficacité virucide (Park et al.,

2010). Un temps de contact de 5 min sur les mains est également nécessaire pour obtenir des effets virucides.

Cependant, attention l'alcool ne reste que peu efficace contre le typhus par exemple (Newbury et al., 2010). Une concentration élevée d'éthanol serait associée à une meilleure action virucide. C'est pourquoi l'utilisation de gants est conseillée ou un lavage très répété des mains (Lages *et al.*, 2008).

Une désinfection à la povidone iodée permettrait également une bonne désinfection des mains contre le calicivirus (Lages *et al.*, 2008).

La Chlorhexidine n'est en revanche pas efficace (Lages *et al.*, 2008).

L'effet virucide dépend aussi beaucoup de l'effet mécanique. Frotter de façon énergique est nécessaire afin de réaliser un nettoyage des mains corrects (Lages *et al.*, 2008).

L'action ne reste pas totale pour l'ensemble de ces produits, il faut donc rester particulièrement vigilant et utiliser des gants au besoin (Park *et al.*, 2010) (Kampf *et al.*, 2005) (Lages *et al.*, 2008).

2.1.2 *Le principe de marche en avant*

Ce principe permet de minimiser les risques de transmission des maladies virales en commençant toute activité par les animaux les plus à risque. Cela permet notamment d'éviter d'amener des particules virales de chats malades vers des chats mal protégés ou immunodéficients (Sykes et Greene, 2013).

Dans cette logique, le nettoyage notamment mais toute autre activité comme la distribution d'alimentation devrait s'effectuer selon l'ordre suivant (Sykes et Greene, 2013):

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

En effet, un animal à l'admission est supposé être placé en quarantaine car potentiellement à risque. Cependant, il n'est peut-être ni malade ni infecté et il faut donc éviter de lui en transmettre une c'est pourquoi les chats malades sont à approcher après s'être occupé de la zone de quarantaine (Spindel et Makolinski, 2008).

Cette marche en avant doit également **s'appliquer aux visiteurs** qui peuvent eux-aussi s'avérer être des vecteurs de maladies virales en étant porteurs de particules virales (Newbury et al., 2010). Ils devraient par exemple au moins porter des blouses et des surchaussures lors des visites et avoir accès à du gel hydro alcoolique entre chaque animal visité et touché. (Fontbonne, 2021).

Il peut être intéressant de permettre aux visiteurs de voir les chats sans nécessairement les toucher afin de rentrer en interaction sans pour autant augmenter le risque de transmission des virus. Cela permet aussi de sociabiliser les chats sans engendrer un stress trop important. Les potentiels adoptants préférant des animaux sociables, rentrer en contact par ce mode d'interaction peut favoriser les adoptions, diminuant ainsi le temps de séjour (D. Wagner *et al.*, 2018).

2.1.3 Le vide sanitaire

Il est très difficile en refuge de réaliser un vide sanitaire du fait de la pression des admissions. Un vide sanitaire devrait comporter une désinfection et un déparasitage complet du lieu. Il devrait durer au moins 8 à 15 jours.

En quarantaine, il devrait être réalisé 2 à 3 fois par an. En infirmerie, cela devrait être après chaque épisode infectieux.

Le vide sanitaire devrait comprendre les étapes suivantes (Newbury *et al.*, 2010) (Fontbonne, 2021) :

- Vider les lieux (animaux, ustensiles, enrichissements...)
- Nettoyage de la zone
- Rinçage et séchage post nettoyage
- Désinfection
- Rinçage et séchage post désinfection
- (Déparasitage)
- Renouvellement de l'air par ouverture des fenêtres ou des accès à l'extérieur.
- Renouvellement de ces étapes au moins 8 jours après et 48h avant le retour d'autres animaux

2.1.4 Comment bien nettoyer et désinfecter ?

L'environnement doit permettre de garder les animaux en sécurité et leur offrir un état de bien-être mais il doit également être pensé pour rester propre et sec sans avoir trop d'impact sur le stress et le bien-être de l'animal (Newbury *et al.*, 2010).

Un **détergent** est le produit chimique permettant de nettoyer. En effet, il permet par son action tensioactive de retirer les matières organiques et éliminer une partie des agents pathogènes. Cela fragilise aussi les biofilms (regroupement de cellules bactériennes, protégées par une matrice extracellulaire adhérente à une surface). Il peut réduire la charge virale, mais ne le fait pas de manière assez significative **Tableau 4**.

Au contraire, un **désinfectant** est un agent chimique qui a pour rôle de détruire les agents pathogènes. Mais il n'est efficace qu'après un bon nettoyage (Spindel *et Makolinski*, 2008) (Debordeaux, 2021).

On considère un désinfectant efficace lorsqu'il réduit le nombre de virus de **5 log (99,9%)** (Park *et al.*, 2014).

Tableau 4: Les différents types de détergents (Debordeaux, 2021)

Type de détergent	Détergents acides	Détergents neutres	Détergents alcalins
pH	<6	6<pH< 8	>8
Utilisation	Pour détartrer	Pour encrassement léger	Pour décaper et dégraisser
Efficacité	Corrosif	N'agresse pas les surfaces	Performant sur les biofilms
Autre	Ne pas utiliser sur des surfaces sensibles aux acides (pierre, calcaire...)	Les plus utilisés	Peut former un dépôt calcaire sur la surface, donc à bien rincer

Le nettoyage et la désinfection comprennent les **locaux** et les **cages** mais pas seulement. En effet, il ne faut surtout pas oublier les **enrichissements** dans le milieu, les gamelles, les litières mais également le **matériel** utilisé par l'équipe. Ce matériel correspond à la fois à leur tenue mais également aux outils d'hygiène et toutes les autres salles comme la cuisine. Toutes ces entités peuvent contenir des agents pathogènes et notamment les virus résistant dans le milieu extérieur (Spindel et Makolinski, 2008).

Afin de réaliser un nettoyage et une désinfection corrects, il est important de s'interroger sur son mode d'application :

- La fréquence de nettoyage et de désinfection de chaque entité
- Qui sera en charge ?
- Quel produit utilisé ?

Pour une procédure efficace, il est recommandé de se référer au cercle de Sinner. Celui-ci met en évidence l'interaction entre l'action chimique du produit sur les salissures, le temps de contact devant être au moins de 15 min, l'action mécanique par le brossage et les frottements ainsi que la température de l'eau recommandée entre 20 et 35° (Debordeaux, 2021) (**Figure 20**).

Figure 20: Cercle de Sinner

Ce cercle illustre l'interaction entre les 4 piliers d'un nettoyage ou d'une désinfection efficace. Celui-ci combine l'agent chimique, à l'action mécanique de l'opérateur mais également la température de la solution et le temps de contact du produit avec les surfaces à nettoyer.



i. Comment choisir son désinfectant ?

Chaque virus possède des caractéristiques différentes et donc des sensibilités différentes aux désinfectants. Le type de pathologie virale présente au refuge sera donc à prendre en compte dans le choix du produit utilisé et de son mode d'utilisation **Tableau 5**

Il sera bien évidemment nécessaire de prendre aussi en compte la sensibilité des animaux au produit, la toxicité et l'éco-compatibilité de ce dernier.

Tableau 5 : Résumé des virus présents en refuge et leurs caractéristiques en termes de résistance et de prévention (Horzinek et al., 2013)(Addie et al., 2015) (Goullieux, 2019)

	Panleucopénie féline	Herpes virus féline	Calicivirus	FeLV	FIV	PIF
Résistance du virus	Très stable (persistance de plusieurs mois et jusqu'à un an) Survit à 80° pendant une heure.	Faible, entre 12h et 18h	Peut persister plusieurs jours dans l'environnement Survit à 60°.	Quelques minutes	Quelques minutes	Jusqu'à 7 semaines
Transmission	Directe et indirecte	Directe	Directe et indirecte	Directe	Directe	Directe et indirecte
Désinfectants efficaces	Sodium hypochlorite (eau de Javel) ou Potassium peroxymonosulfate (agent oxydant)	Tous	Sodium hypochlorite (eau de Javel) ou Potassium peroxymonosulfate	Tous	Tous	Tous
Mesures de prévention	Ramassage régulier des selles, séparation litières et gamelles, désinfection quotidienne des litières	Limiter le stress, respecter la quarantaine d'au moins 3 semaines, conditions ambiantes à contrôler	Limiter le stress, respecter la quarantaine d'au moins 3 semaines, conditions ambiantes à contrôler	Tester le chat à l'entrée au refuge	Tester le chat à l'entrée au refuge et séparer ceux atteints, limiter le contact avec le chat errant	Limiter le stress, ramasser les selles, séparation litière et gamelles

Comme les virus enveloppés sont généralement sensibles à tous les désinfectants, c'est souvent l'eau de Javel (à 0,5% de chlore actif et à eau froide) qui est choisie pour nettoyer le sol, les ustensiles ou la cuisine car permet d'éliminer le typhus et le calicivirus (Addie et al., 2015).

Sa préparation est importante si l'on veut conserver son efficacité. Il est donc primordial de respecter les recommandations suivantes (Addie et al., 2015):

- Pour une solution à 2,6% : 1L dans 4L d'eau
- Pour des berlingots à 9,6% : 5 dans 3,75L d'eau

Les désinfectants à base de phénol sont interdits car les chats y sont très sensibles par leur déficit en l'enzyme UDP-glucuronosyl transferase. Cela les rend donc sensibles également aux huiles essentielles qui ne devraient donc pas être ajoutées au nettoyant ou au désinfectant (Addie *et al.*, 2015).

La vapeur de peroxyde d'hydrogène s'est également révélée efficace contre les virus sur les surfaces sèches à toute concentration. Ces nouvelles machines, utilisant la vapeur de peroxyde d'hydrogène s'assurant de la distribution, du temps de contact permettent de limiter les erreurs possibles commises par le réalisateur. Le prix élevé de ces machines reste bien évidemment un frein à leur emploi (Goyal *et al.*, 2014).

Pour choisir le désinfectant, l'ordre de priorités devrait être celui-ci (Newbury *et al.*, 2010) (Addie *et al.*, 2015):

- Efficacité et spectre
- Non toxicité pour les chats
- Sécurité d'utilisation pour l'homme

L'idéal désinfectant devrait regrouper l'ensemble de ces propriétés **Tableau 6:**

- Spectre large
- Action virucide rapide
- Persistance faible dans l'eau potable une fois traitée
- Soluble dans l'eau
- Stable
- Peu toxique
- Faible coût
- Facilement accessible

Tableau 6: Les désinfectants majeurs et leurs caractéristiques (Addie et al., 2015) (Möstl et al., 2013) (Debordeaux, 2021)

Désinfectant	Ammonium quaternaire	Javel (Hypochlorite de sodium)	Potassium peroxymonosulfate (Virkon)	Alcool	Radiation Ultraviolet
Molécules	CDMA, chlorure de benzalkonium, Triamine			Ethanol ou isopropanol	
Efficacité	Efficace contre presque tous les virus à l'exception du typhus Dilution à 0,001% jusqu'à 1%	Efficace contre parvovirus et calici virus avec 0,5% de chlore actif dans la solution finale. Un temps de contact de 15 min est nécessaire.	Efficace contre tous les virus dont le typhus et le calici	Efficacité similaire aux ammoniums quaternaires	Peu efficace contre le calici virus
Inactivité	Inactivé par débris organiques et l'eau trop calcaire	Inactivé par matière organique, lumière et un stockage de longue durée.	Une fois la solution réalisée elle n'est stable que 7 jours. Baisse d'efficacité en présence de matière organique	Doit être laissé au moins 15-30 secondes en contact	Inactivé par matière organique
Toxicité	Faible toxicité Irritation possible	Effet corrosif sur métal et les vapeurs peuvent être irritantes	Moins corrosif sur le métal que la Javel. Irritant pour la peau et les voies respiratoires		Faible toxicité
Autres	Double désinfection avec de la javel Possède un certain effet détergent Résistance acquise possible.	Inactivé par la chaleur, la lumière et les tensioactifs cationiques donc à ne pas mélanger aux ammoniums quaternaires.	Possède un certain effet détergent. Souvent vendu avec de l'acide peracétique conférant une certaine stabilité au mélange	Activité réduite par matière organique	

Afin de différencier les produits, il peut être pertinent de se référer aux normes européennes afin de définir la catégorie du produit et donc son efficacité. L'union

européenne a en effet publié un arrêté en 2012, le **numéro 528 sur l'activité des biocides** (Debordeaux, 2021).

Les biocides correspondent aux désinfectants ménagers, insecticides et autres produits chimiques utilisés pour éliminer les organismes pathogènes ou pour protéger les matériaux.

Cet arrêté a pour objectif d'harmoniser la vente et l'utilisation de ces produits. Ils ont été classés en 4 groupes. Le groupe 1 correspond aux désinfectants (Parlement Européen et le Conseil de l'Union Européenne, 2012).

Dans ce groupe des désinfectants il existe différents types de produits :

- TP1 pour l'hygiène humaine.
- TP2 pour les désinfectants et produits algicides non destinés à l'application directe sur des êtres humains ou des animaux.
- TP3 pour l'hygiène vétérinaire.
- TP4 pour les surfaces en contact avec les denrées alimentaires et les aliments pour animaux.
- TP5 pour l'eau potable

Il peut donc être important de se référer à l'étiquette du produit afin de vérifier son appartenance à la bonne catégorie.

De plus, suivant le domaine (vétérinaire ou médical/alimentaire/industriel) les tests d'efficacité ne sont pas les mêmes. Par exemple, dans le domaine vétérinaire les tests sont réalisés à 10° contre 20° pour les autres domaines. Un produit non vétérinaire ne sera donc pas nécessairement efficace à l'extérieur par exemple. Pour attester de cette activité virucide. Chaque produit subit des tests notamment de réduction de la charge virale. Il peut ensuite, lors de tests réussis, obtenir une norme officialisant son efficacité. Dans le domaine vétérinaire, la norme pour un virucide est EN 14675 alors qu'elle est EN 14476 pour le domaine médical/alimentaire/industriel (Parlement Européen et le Conseil de l'Union Européenne, 2012) (Debordeaux, 2021)

ii. Comment bien désinfecter ?

Une fois un produit choisi, il reste cependant important de respecter précisément les concentrations conseillées car il pourrait se révéler inefficace lors de concentration trop faible ou à l'inverse toxique lors de concentration trop élevée. Cette concentration doit être indiquée dans le protocole sanitaire.

De même, le **temps de contact** doit lui aussi être respecté afin de permettre une bonne efficacité du produit. De façon générale au moins **10 min** sont nécessaires pour que le désinfectant ait une action virucide (Addie *et al.*, 2015)..

Il doit de plus être appliqué sur une surface propre donc nettoyée au préalable avec un détergent.

Appliquer le désinfectant grâce à un **spray** reste la méthode la plus efficace (plutôt qu'avec une éponge par exemple). Cela permet d'éviter toute contamination de l'outil de désinfection. Cela reste plus rapide permettant donc de gagner du temps (Spindel et Makolinski, 2008).

Outre le choix du désinfectant, la désinfection comme le nettoyage passent aussi par des moyens physiques. La **chaleur** ainsi que **l'humidité** favorisent la destruction des pathogènes. Cette technique peut notamment être très utile sur les sols, les tapis mais aussi les surfaces de travail. Attention, il est alors primordial de bien sécher à la suite pour limiter la persistance d'humidité par la suite (Addie *et al.*, 2015).

Un protocole de désinfection ne devrait être modifié qu'en cas d'échec et après identification de l'agent responsable de cet échec. La réapparition d'une maladie virale ou une épidémie devraient être des signaux d'alerte. Cependant, il est de plus recommandé d'alterner les désinfectants. En Amérique du Nord, il est notamment particulièrement recommandé d'utiliser des désinfectants oxydants (comme le peroxymonosulfate). **Un désinfectant à pH alcalin à utiliser 6 jours par semaine et un désinfectant à pH acide à utiliser le 7ème jour par exemple** (Newbury *et al.*, 2010).

iii. Surfaces et évacuations

Le choix du matériel formant les cages et le reste des locaux est primordial au bon maintien d'une hygiène satisfaisante.

Plusieurs facteurs sont à prendre en compte comme le **prix**, **l'isolation**, **l'imperméabilité** mais aussi la **facilité de nettoyage** ainsi que **l'absence de toxicité** pour les chats. Le mieux reste donc souvent un matériel non poreux car cela lui confère la propriété d'être facilement nettoyé et désinfecté et cela sur le long terme. L'époxy ou un métal par exemple offrent aussi l'avantage d'être imperméables. Le carrelage et le lino sont acceptés mais il faut être plus vigilant quant à leur entretien car les joints sont susceptibles retenir de nombreux pathogènes. Le béton est aussi préconisé par son côté imperméable pour le sol dans les zones de circulation auxquelles les chats n'ont pas accès (Newbury *et al.*, 2010) **Tableau 7**

Tableau 7: Les différents sols et leurs caractéristiques (Ligier, 2012)(Debordeaux, 2021)

Type de sol	Carrelage	Revêtement PVC, plastique	Résine	Béton dalles ou en ciment	Inox, métaux
Caractéristiques	Poreux le plus souvent	Facilement lavable			
Détergent	Savon noir sur le poreux ou produit à pH neutre/ alcalin sur le poreux	Neutre ou alcalin	Neutre	Neutre	Neutre mais alcalin possible ainsi qu'acide si besoin de détartrer
Amélioration/ Conservation	Grands carreaux pour le moins de joints possible, imperméabiliser le sol	Éviter les rayures	Éviter les produits acides ou corrosifs, les rayures	Ne pas rayer, ne pas utiliser de poudre abrasive. Éviter les produits acides, l'ammoniac, l'eau de Javel, l'acétone ou la soude	Éviter les poudres abrasives et la Javel ou bien rincer après 15 min

D'après l'arrêté du 3 avril 2014, les sols, murs et surfaces en contact avec les animaux doivent être construits avec des matériaux :

- Résistants
- Étanches
- Imputrescibles
- Non toxiques
- Facilement lavables et désinfectables
- Les sols doivent quant à eux être également :
- Non glissant, non abrasif et uniforme
- Être capable de supporter des chocs et objets lourds
- Facilement nettoyables

Comme il est recommandé d'utiliser des matériaux résistants, étanches, non toxiques et facilement lavables et désinfectables, le sol en terre, gazon ou graviers est à proscrire pour

les aires extérieures car impossible à nettoyer. Du béton ou du ciment recouvert de résine époxy sont plus faciles à nettoyer. La présence d'une pente de 3% permet une bonne évacuation des eaux de rinçage.

Les cloisons de séparation entre les espaces doivent être en plexiglas ou en verre. Si un grillage est présent, il faudrait une zone de neutralité de 1,20 m entre chaque espace.

Il est également possible en intérieur de mettre un lino en retour sur les murs ou de faire remonter sur quelques centimètres le sol présent afin de nettoyer plus facilement les parties basses des murs (Goullieux, 2019) (**Figure 21**).

Figure 21 : Lino au sol en retour (Umes)



iv. Comment nettoyer et désinfecter les enrichissements ?

Il est recommandé d'utiliser des programmes à au moins **60° dans les machines à laver** et les **lave-vaisselles** afin d'éliminer l'ensemble des virus. C'est en effet, la température minimale pour inactiver le FCV. Le FPV peut quant à lui résister à des températures de 80° pendant une heure (Addie *et al.*, 2015).

Si températures ne peuvent être atteintes, le programme le plus long devra être sélectionnée (Honisch *et al.*, 2014).

L'ajout de **Javel** (un petit volume d'une solution à 0,5%) dans la machine peut aussi participer à la destruction des virus mais le lavage doit alors se faire à froid. Cela participe à l'effet virucide alors qu'un simple lavage peut parfois seulement diluer les pathogènes dans l'eau de lavage. La machine une fois contaminée peut continuer à propager le virus. Des programmes à vide mais à froid avec de la Javel ou très chauds peuvent donc permettre de la décontaminer (Honisch *et al.*, 2014).

Un programme de 28 min au sèche-linge est souvent insuffisant pour participer à la destruction des virus (Gerba et Kennedy, 2007).

Tout enrichissement ou matériel abimé devrait être remplacé. Ceux ne pouvant pas être correctement désinfectés devraient être attribués à un seul chat (Newbury et al., 2010).

Les litières et les gamelles ne devraient pas être nettoyées en même temps afin d'éviter toute contamination (Newbury et al., 2010).

v. **Comment limiter l'impact du nettoyage/désinfection sur les chats ?**

Sortir le chat de sa cage peut être d'un grand stress pour lui. Mais cela peut également augmenter les risques de contamination. En effet, si le chat est sorti et placé dans une autre cage, cette dernière devra aussi faire l'objet d'un protocole d'hygiène strict avant de pouvoir recevoir un autre chat. Laisser le chat dans sa cage pendant le nettoyage ou la désinfection l'expose à la toxicité des produits utilisés.

L'idéal est donc la conception de **cages à deux parties (Figure 15)** permettant de laisser le chat dans une partie de cage isolée limitant ainsi la source de stress. Les cages peuvent également contenir des boîtes pouvant être fermées temporairement par une porte de plexiglas par exemple. Chaque chat possède sinon une cage de transport attitrée dans laquelle il est placé le temps du nettoyage (Newbury et al., 2010).

Même si des solutions existent, sortir le chat de sa cage reste particulièrement stressant pour lui. C'est pourquoi la technique du **spot-cleaning** prend de plus en plus d'importance.

Le spot-cleaning consiste à ne nettoyer que partiellement la cage du chat pour limiter le stress.

Voici les différentes étapes de la réalisation du spot-cleaning avec un chat non agressif (Shelter Medecine, 2015):

- Mettre des gants propres
- Ne pas manipuler au maximum le chat ou le décaler délicatement seulement pour atteindre les zones à nettoyer.
- Retirer la litière, les gamelles et les saletés présentes dans la cage.
- Examiner l'intérieur de la cage à la recherche de matière organique et les retirer avec du papier ou de l'eau et du savon si besoin.
- Refaire la zone de couchage et ne le changer que s'il est souillé.
- Remplacer la litière et les gamelles.
- Changer de gants entre les cages notamment si des animaux à risque comme des chatons sont présents.

Si l'animal n'est pas coopératif, la cage doit posséder une sous-partie comme une boîte pouvant être fermée temporairement afin d'isoler le chat. L'étape supplémentaire lors du spot-cleaning est alors de l'isoler au sein de cette espace pour réaliser les autres étapes en toute sécurité (Shelter Medecine, 2015).

La technique du spot-cleaning permet donc une continuité olfactive tout en réduisant le stress et permet de limiter la transmission des particules virales lors de l'entretien quotidien par la diminution de l'excrétion des virus et de leur dispersion (Wagner *et al.*, 2018).

En effet, cette technique la manipulation des chats mais également de les déplacer de leur cage qui sont les deux gestes principaux à l'origine de stress lors du nettoyage des cages. Les chats conservent donc leur environnement habituel et leur odeur connue durant le moment le plus stressant de la journée.

Le spot-cleaning peut très bien être appliqué au logement collectif mais n'est pas adaptée à la préparation d'une cage pour un nouvel arrivant (Shelter Medecine, 2015) (**Figure 22**).

Figure 22 : Réalisation du spot-cleaning (Fontaine)

Il est ici possible d'observer la fermeture du portail afin d'isoler le chat dans une des deux parties de la cage pendant le nettoyage de la seconde.



2.2 Quantifier l'impact des mesures sanitaires

Le vétérinaire sanitaire du refuge joue un rôle primordial dans la mise en place et le respect des règles sanitaires. Mais cela demande de gérer beaucoup de profils différents (bénévoles, employés, consultants). Or peu de vétérinaires sont véritablement spécialisés dans ce domaine, c'est pourquoi l'encadrement peut parfois manquer dans la prévention sanitaire (Miller et Hurley, 2009).

L'utilisation de statistiques pourraient fortement aider le vétérinaire dans l'encadrement de cette équipe et la gestion sanitaire du refuge.

En effet, **surveiller le nombre de cas de chaque maladie** permet de rendre compte des périodes à risque propres au refuge mais également de prévoir l'arrivée d'épidémies et donc

de les prévenir. De même, cela permet de suivre d'une année sur l'autre une amélioration ou non de la gestion des maladies virales et de leur prévention (Miller et Hurley, 2009).

D'autres indicateurs comme la **mortalité** pourraient être suivis. Un taux supérieur à 2-3% devrait nécessiter une investigation plus poussée. Chaque décès devrait de plus être étudié notamment si l'animal était en bonne santé à l'admission afin de repérer les potentielles failles dans les mesures sanitaires (cela est détaillé dans le paragraphe II.3.1) (Miller et Hurley, 2009).

D'autres indicateurs sont les **maladies rapportées après l'adoption** mais dont la contamination aurait pu avoir lieu lors du séjour au refuge. Il est également possible de suivre le nombre de **traitements** par jour au refuge ainsi que leur **coût** engendré. Un coût augmentant sans que cela soit prévu témoigne d'une possible baisse de prévention ou d'un manquement dans le respect des règles sanitaires (Miller, Hurley, 2009).

Comme vu précédemment, la durée de séjour en refuge est un indicateur fondamental en refuge et devrait être suivi. Le taux de chaque maladie au sein du refuge apparaît lui aussi comme indispensable afin de quantifier l'impact des mesures de prévention.

2.3 La gestion des admissions

Relever l'historique de l'animal et réaliser un examen clinique afin de repérer une maladie sont des étapes indispensables avant la mise en quarantaine ou au cours de celle-ci. L'examen clinique préalable reste recommandé afin de placer le chat en infirmerie et non en quarantaine si celui-ci est déjà malade.

Le **comportement** de l'animal est également à analyser. Son poids doit être pris et il devrait être suivi régulièrement (au minimum hebdomadairement) afin de s'assurer de la bonne prise alimentaire de l'animal.

Lors de l'admission d'un animal âgé, un hémocrite, la mesure du taux sanguin de protéines totales ainsi qu'une densité urinaire devraient être réalisés (Miller, Hurley, 2009).

A l'admission **tester les chats pour le FIV et le FeIV** est primordial et devrait être obligatoire. Un chat de moins de 6 mois revenant positif au FIV devrait cependant être retesté après ses 6 mois afin de s'assurer qu'il ne s'agisse pas d'une interaction avec les anticorps de la mère. Au contraire, un chat même de moins de 6 mois positif au FeIV ne nécessite pas d'être testé à nouveau car il s'agit d'un test antigénique. Concernant les autres tests, ils ne sont pas classiquement utilisés à l'admission mais prennent part dans le suivi de l'animal et notamment lors de suspicion d'atteinte virale (Little et al., 2020).

2.4 La gestion de l'environnement et son enrichissement pour limiter le stress et la transmission des maladies virales

2.4.1 Les conditions ambiantes

Les conditions ambiantes peuvent fortement influencer et favoriser la transmission des maladies virales. D'une part, de mauvaises conditions peuvent être sources de stress et

donc faciliter la réémergence d'infections latentes. Cela peut aussi diminuer l'efficacité du système immunitaire rendant le chat plus vulnérable.

D'autre part, de mauvaises conditions peuvent également participer au maintien des particules virales dans l'environnement.

- Humidité

L'idéal est une humidité dans l'air de **65%**. Cela reste le paramètre le plus difficile à contrôler car dépend aussi beaucoup de la météo. Même si cela est recommandé, il est possible que le refuge ne possède pas d'hygromètre afin d'avoir une mesure précise. Il peut être alors pertinent de veiller à l'absence d'odeurs ou de condensation sur les fenêtres/murs qui peuvent être des indicateurs d'une humidité trop importante (Husson et Boogaerts, 2013) (Newbury et al., 2010).

Afin de diminuer cette humidité, car c'est surtout sur ce point qu'il faut être vigilant, il est possible de limiter l'eau lors du nettoyage en ramassant tout d'abord tous les déchets solides à la main. Éviter les matériaux poreux permet également de réduire par la suite le relargage progressif d'eau. Enfin, utiliser de l'eau chaude sous pression lors du nettoyage peut également permettre de limiter l'humidité car nécessite moins d'eau lors de son utilisation (Husson et Boogaerts, 2013) (Newbury et al., 2010).

- Température

Une température entre **15,5° et 26,6°C** est recommandée. (Newbury et al., 2010) Mais bien évidemment cette température reste à adapter selon la race, la condition physique, l'état médical de l'animal, son pelage et son âge. La température doit offrir un confort à l'animal tout en protégeant sa santé (Newbury et al., 2010).

Il est préférable d'utiliser des dispositifs à rayonnement (comme les radiateurs à quartz). La chaleur produite est alors uniforme et sans risque de brûlure (Goullieux, 2019)

Afin d'évaluer la bonne température, observer les animaux reste primordial. Un animal cherchant à se réchauffer continuellement ou a contraire en tachypnée et cherchant le froid peuvent orienter l'observateur. Cela s'ajoute bien évidemment à la présence de thermomètres muraux dans le logement.

- Aération

L'aération permet d'une part **de limiter la chaleur, les odeurs, l'humidité** et donc d'améliorer les conditions ambiantes. Mais elle permet également de réduire la charge virale ainsi que les molécules pouvant être toxiques lors du nettoyage ou de la désinfection (Newbury et al., 2010).

Le changement d'air doit d'être au moins 10 min par heure mais ce changement doit être augmenté avec l'augmentation de population et suivant la température globale du logement. (Kessler et Turner, 1997). Une aération grâce à des fenêtres ou des ouvertures

sur l'extérieur reste le meilleur moyen d'aération en l'absence de ventilation mécanique contrôlée (Newbury et al., 2010).

Malgré cette aération, les chats transmettant par voie aérosol certains virus notamment respiratoires, une **distance de 1,2m entre chaque cage est recommandée** pour éviter le contact facial (Newbury et al., 2010).

Une bonne ventilation réduit aussi l'humidité et réduit les particules d'ammoniac qui augmentent le risque d'URI. Mais pour une ventilation efficace, il est également important de nettoyer régulièrement les grilles ou filtres d'aération. (Miller, Hurley, 2009) Des particules virales de Calicivirus ont pu être retrouvées sur ces grilles témoignant de leur possible contamination (Spiri *et al.*, 2019).

Certains éléments peuvent nous renseigner sur le manque d'aération. Une odeur persistante d'animal ou de produit de nettoyage est un premier indice. Celui-ci est important dans la mesure où des odeurs persistantes peuvent provoquer des irritations des voies respiratoires du personnel ou des animaux. Une trop grande humidité avec de la condensation visible peut également être causé par un manque d'aération (Fontbonne, 2021).

Une aération mal pensée peut à l'inverse provoquer des courants d'air néfastes (Fontbonne, 2021).

- Luminosité

La luminosité naturelle est idéale. Il est sinon primordial de respecter les intensités ainsi que la durée de jour et de nuits afin de respecter le cycle circadien (Newbury et al., 2010).

- Les nuisances sonores

Le bruit doit être minimisé car les chats y sont plus sensibles que l'humain. Les éloigner des chiens par exemple est un point fondamental dans l'agencement du refuge (Newbury et al., 2010).

3. La gestion des animaux malades pour limiter la propagation des virus

3.1 Repérer les animaux malades

Afin de mieux prévenir la contamination d'autres chats, il peut également être pertinent de réaliser des autopsies ou examens complémentaires quand la cause de la mort n'a pas été diagnostiquée. En effet, cela peut permettre de mettre en place des mesures de prévention plus spécifiques si un diagnostic viral précis est trouvé (Newbury et al., 2010).

Tout d'abord, la surpopulation limite fortement le bon suivi des animaux et est donc encore une fois à éviter. Un contrôle régulier voire quotidien doit donc être mis en place afin de repérer le plus rapidement possible pour le mettre en isolement et stopper la propagation du virus.

Des signes faciles à identifier peuvent alarmer :

- Changement de comportement
- Diminution de l'appétit
- Abattement
- Perte de poids

Des symptômes plus spécifiques peuvent également apparaître **Tableau 8.**

Tableau 8: Caractéristiques de suspicion des maladies virales félines présentes en refuge et leur mise en évidence (d'après la première partie bibliographique sur l'étude des différents virus présents en refuge)

	Syndrome coryza	Typhus	PIF	FIV	Felv
Epidémiologie	Tout âge mais formes graves surtout chez le chaton, latence et ré-activation possible	Plutôt jeunes car vaccination ensuite mais peut toucher n'importe quel chat	Surtout moins de 3 ans et plutôt le femelles	Tout âge mais la phase SIDA se déclare plus tard	Tout âge mais espérance de vie faible
Signes cliniques	Éternuements (signes respiratoires), écoulements nasaux et oculaires, ulcères, hyperthermie, anorexie	Signes digestifs (diarrhée, vomissements), hyperthermie, abattement, avortement, ataxie chez chaton	Épanchement abdominal, hyperthermie, abattement, anorexie, signes digestifs, signes neurologiques ou oculaires	Immunosuppression, hyperthermie, amaigrissement, infections répétées	Néoplasie (lymphome), immunosuppression, anémie
Tests à réaliser	Non nécessaire	Snap test en première intention puis confirmation par PCR si le doute persiste et le Snap test est revenu négatif	PCR sur prélèvement	Test à l'admission recommandé	Test à l'admission recommandé

Le poids est un indice important concernant l'état de santé de l'animal. Un animal malade perdra par exemple rapidement du poids tout comme un animal stressé qui sera alors plus enclin à déclarer une maladie. L'aspect du pelage avec un poil terne ou piqué peut également indiquer un état de santé diminué (Newbury et al., 2010)..

Lors de doute, une **prise de température** est indispensable car permet de suspecter le début d'une maladie ou de la réactivation d'un virus (Newbury et al., 2010)..

La **formation du personnel** prend part à cette détection en présentant par exemple les différentes maladies et leurs spécificités.

Le suivi par le vétérinaire sanitaire permet également de confirmer les suspicions et de prévenir la propagation en repérant les prémices de la maladie par exemple.

3.2 Qui isoler et comment ?

i. Le typhus :

Les chats présentant des signes cliniques du typhus ou un test positif doivent être isolés en infirmerie. Les enrichissements et les locaux doivent alors être nettoyés et désinfectés de façon approfondie.

Pour désinfecter, l'eau de Javel ou des composés peroxydes sont nécessaires dans ce cas. Tout animal en contact et notamment les chatons devraient être testés (Goullieux, 2019).

Tout comme cela l'est pour la PIF, le respect de la sectorisation et le non mélange de chats d'âges différents ou de chatons provenant de portées différentes est primordial dans la gestion du typhus. De même, la vaccination à l'arrivée de l'animal est une première étape de la prévention (Goullieux, 2019).

ii. La PIF, sa gestion au long cours :

Dans les élevages, afin de mieux isoler les chats atteints du coronavirus pour ne pas favoriser la mutation de la souche en une souche pathogènes, les différents types d'excréteurs sont définis. Pour cela on réalise des RT-PCR sur écouvillon rectal. Si trois tests à trois semaines d'intervalles sont négatifs, alors l'animal est considéré indemne.

Les excréteurs chroniques présentent des tests positifs pendant plus de 8 mois. Ils sont alors placés seuls si l'excrétion est forte. Si celle-ci est moyenne ou forte ils sont placés en groupe de 3 afin d'éliminer le virus. L'idéal reste des faibles excréteurs offrant une certaine protection (Goullieux, 2019).

Un sevrage précoce est possible pour ces deux maladies lorsque la mère excrète le virus mais cela peut compliquer le développement des chatons notamment en terme de comportement (Goullieux, 2019).

iii. Le FIV et le FeLV, des chats à risques :

Des chats immunodéficients (porteurs du FIV ou du FeLV notamment) sont à loger préférentiellement en logement individuel. Cela permet également d'éviter tout risque de

transmission de ces virus à des chats indemnes. Cela permet également de limiter les risques de contamination envers eux d'infections nosocomiales notamment ou tout autre virus dont les conséquences peuvent être graves.

iv. L'herpès ou le calici virus :

Un chat présentant des signes d'URI importants devrait également être placé en infirmerie car excrète davantage en période symptomatique.

Comme les chatons sont plus à risque (système immunitaire naïf) et le risque de mortalité plus élevé chez eux, il est souvent préconisé de les éloigner du refuge jusqu'à l'âge de 5 mois. Les familles d'accueil sont pour cela une excellente alternative (Aziz *et al.*, 2018).

Les calicivirus hypervirulents possèdent quant à eux une gestion bien spécifique (Deschamps *et al.*, 2015).

Transférer des chats d'un refuge sous haute tension vers un refuge où la pression d'admission est moins forte a été proposé comme solution pour aider à la prévention des maladies virales chez le chat. Cependant, un chat déjà clinique ne devrait pas être déplacé (Aziz *et al.*, 2018).

Si une infection par le FHV-1 ou le FCV est diagnostiquée pendant la quarantaine, ce chat devrait être placé à l'extérieur du refuge en famille d'accueil notamment afin d'éviter toute contamination ou à défaut en logement individuel. En effet, cette affection étant latente, une réactivation peut avoir lieu tout au long du séjour et un isolement de ces chats n'est pas réalisable au sein du refuge (Sykes et Greene, 2013).

3.3 Réaction face à une suspicion d'épidémie

Afin de limiter les épidémies, plusieurs étapes sont à respecter :

- Diagnostiquer et isoler les malades

Il est possible de classer les animaux en 4 catégories : les infectés, les exposés et à risque, les exposés non à risque et les non exposés.

Le diagnostic de certitude concernant la maladie virale en cause doit se faire sur les chats symptomatiques (Miller, Hurley, 2009)

- Identification et gestion des animaux exposés et à risque par leur isolement
- Décontamination de l'environnement
- Protection des nouvelles admissions
- Archivage de données sur cette épidémie
- Communication avec l'équipe, les adoptants et le public

En cas de suspicion, d'un calicivirus hypervirulent, des mesures sanitaires très strictes doivent être mises en place. Des pédiluves à la javel, des combinaisons et gants jetables doivent être à disposition avant chaque salle. Ces pédiluves doivent être réalisés à l'aide de solution d'eau de Javel à 0,5% de chlore actif, comme pour le reste des recommandations

d'hygiène. Il doit être placé à l'abri de la lumière et changer au moins une fois par jour. La désinfection ne peut bien sûr être efficace que sur des chaussures propres. Une désinfection des mains à base d'alcool même avec des gants doit être mise en place. Un nettoyage et une désinfection importante des lieux doit être réalisé. De l'eau de Javel peut être utilisée. Il est également possible de réaliser des fumigations (avec du peroxyde d'hydrogène par exemple) (Deschamps *et al.*, 2015). Il est important de juguler au plus vite l'épidémie afin d'éviter l'aggravation et la virulence du virus.

4 L'importance de l'équipe et de sa formation dans la prévention sanitaire des maladies virales chez le chat

Un refuge repose aussi beaucoup sur du bénévolat (38% du personnel) avec des personnes qui, bien que très investies ne sont pas toujours formées au bon maintien des règles sanitaires. Or, l'hygiène a une telle importance dans la prévention des maladies virales, de la santé, du bien-être animal qu'il est primordial de périodiquement veiller à sa bonne réalisation afin d'implémenter au besoin de nouvelles mesures. Un refuge propre est également un refuge qui fait plus adopter (Spindel et Makolinski, 2008) (Harel, Goujon, 2014).

Des règles sanitaires bien respectées permettent de réduire l'impact des maladies virales ce qui épargne du temps et de l'argent au refuge. Une équipe formée est donc une équipe efficace (Spindel et Makolinski, 2008). En France, d'après l'arrêté du 3 Avril 2014, pour exercer en tant que professionnel dans un refuge, l'attestation de connaissances pour les animaux de compagnie d'espèces domestiques (ACACED) est nécessaire.

Or d'après une étude réalisée dans l'Ouest des Etats-Unis, un vétérinaire sanitaire est très peu souvent en charge de superviser les protocoles d'hygiène et de la prévention sanitaire (6%). C'est le plus souvent le directeur (23%) mais parfois même personne n'est en charge de cette supervision (8%). Dans 30% des cas plusieurs personnes sont en charge de la prévention des maladies infectieuses. Dans 19%, il s'agit du responsable du refuge (Steneroden *et al.*, 2011).

De la même étude, seulement une minorité des employés avaient reçu une formation sur la prévention du risque infectieux (30%) (Steneroden *et al.*, 2011).

Le personnel devrait pouvoir s'appuyer sur un protocole sanitaire bien détaillé pour réaliser cette tâche, or seulement 15% possèderait ce type de manuel (Steneroden *et al.*, 2011).

Il y a souvent un fort turn-over au sein de l'équipe qui nécessiterait d'implémenter des formations régulières (Steneroden *et al.*, 2011).

La prévention des maladies virales chez le chat en refuge regroupe donc de nombreux aspects souvent en intime connexion. Multiplier les points de prévention maximise les chances d'avoir une prévention efficace et de lutter contre l'ensemble des maladies virales. Des solutions simples et à faibles coûts existent mais nécessitent une organisation stricte et un respect des règles sanitaires.

Avant de pouvoir corriger cette prévention, il est également important de repérer les manquements.

A la suite de ces observations, il est nécessaire d'analyser la prévention des maladies virales chez le chat en refuge en France avant d'établir des pistes d'amélioration potentielles.

I. Buts et objectifs de l'étude

1. Objectif des questionnaires

1.1 Objectif général de l'étude

Ce travail a pour but de retranscrire la situation sanitaire et vaccinale des refuges de la Société Protectrice des Animaux (SPA) en France afin de mieux cerner les points d'amélioration. En effet, de nombreuses recommandations trouvées dans la bibliographie proviennent des Etats-Unis, où le contexte économique, la législation, 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.

L'objectif de notre étude est également de mesurer l'impact des maladies virales chez le chat en refuge afin de mieux cerner les enjeux de cette prévention.

Enfin, notre étude a pour objectif final de proposer d'éventuelles améliorations réalisables et pertinentes pour les refuges, 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 à faible coût ou corriger certains aspects de la prévention si nécessaire.

Nous avons élaboré un premier questionnaire à destination des refuges directement et de leurs responsables dont le but était de connaître l'organisation de ces derniers, leurs difficultés, l'impact de ces maladies virales et enfin de connaître leur méthode de prévention.

Nous avons ensuite élaboré un deuxième questionnaire à destination du vétérinaire sanitaire qui avait quant à lui pour rôle de compléter le premier mais également de confronter les recommandations à leur application.

Étant dans l'idée d'améliorer les mesures de prévention des maladies virales félines, il est tout d'abord important de comprendre à quels problèmes et enjeux sont confrontés les refuges en France.

1.2 Choix des éléments à inclure dans le questionnaire

1.2.1 Gestion des animaux, de leur admission à l'adoption

La prévention débute dès l'arrivée de l'animal au refuge via l'application d'une **quarantaine**, tout en tenant compte de l'origine du chat et ses antécédents avec comme première question de s'assurer de la bonne réalisation de cette quarantaine. Il est ensuite nécessaire de maintenir le chat dans de bonnes conditions sanitaires et garantissant son bien-être, afin

de le protéger lui et les autres individus de toute infection lors de de son séjour. Tout cela devant être fait dans une volonté de réduire le temps de séjour du chat au refuge.

La possibilité de **refuser certains chats** ainsi que la pratique de l'**euthanasie** sont des points intéressants à aborder car peuvent influencer fortement sur le risque de transmission virale.

Un chat malade, particulièrement à risque pour les autres chats, doit pouvoir être géré correctement et notamment isolé. Il est donc important de gérer les potentiels épisodes pouvant mener à des épidémies. Y-a-t-il une **infirmierie** ?

La **gestion des adoptions** pouvant être facilement modulable, faire un état des lieux actuels de leur gestion peut permettre de comprendre les méthodes employées aujourd'hui et les améliorations possibles. La date de mise à l'adoption par exemple est un point crucial dans la réduction du temps de séjour.

Les **prévalences** des maladies virales présentes en refuge ainsi que leur importance relative ont été questionnées. Cela pouvant permettre notamment de hiérarchiser les propositions d'amélioration de leur prévention sanitaire.

1.2.2 Les locaux nécessaires et leur aménagement

La **conception des locaux** et leur gestion sont fondamentales dans la prévention sanitaire des maladies virales. Nous avons donc voulu nous intéresser au type de logements utilisés en refuge, à la répartition des différents locaux ainsi que leur circulation en leur sein.

La **configuration des locaux** et leur surface devant également offrir confort et bien-être aux chats, la comparaison aux recommandations fut réalisée. La composition des groupes au sein des logements collectifs mais également le choix du logement pour chaque chat sont des facteurs de risque critiques pour la transmission des virus. Nous nous sommes donc interrogés sur les différents critères des zones d'hébergement et sur la formation des groupes en logement collectif.

La **capacité d'accueil** et le renouvellement des chats au cours de l'année constituent des enjeux majeurs pour une bonne gestion de la population accueillie. Pour éviter la surpopulation, la gestion du logement apparait donc comme un pilier de la prévention sanitaire. Afin d'adapter au mieux les locaux, il est intéressant d'étudier le flux de chats au sein du refuge et ce notamment lors de périodes sous forte pression.

1.2.3 La vaccination efficace et dépistage 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.

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

1.2.4 Maintien de l'hygiène au sein du refuge

Les différents principes d'hygiène jouent sur tous les étages de la prévention sanitaire. Un mauvais respect de ces règles peut donc générer de lourdes conséquences sur la gestion des maladies virales. La bonne pratique de ces principes est donc importante à vérifier.

Le but était donc de savoir si les refuges avaient à leur disposition des **plans de prévention sanitaire** ainsi que les moyens de les mettre en œuvre.

1.2.5 La gestion du stress

Le stress est un facteur de risque souvent oublié et jugé parfois secondaire. Or le refuge est un milieu particulièrement stressant pour le chat, et ceci de son admission à sa sortie. Le stress étant multifactoriel, sa gestion peut prendre diverses formes.

A quel enrichissement le chat a-t-il accès ? Cela respecte-t-il les recommandations ?

1.2.6 L'importance de l'équipe et de sa formation

Les membres du personnel sont ceux responsables d'appliquer les bonnes pratiques et surveiller les animaux. C'est donc à eux d'appliquer des règles sanitaires. Leur bonne formation et leur bonne gestion est à donc vérifier afin de réfléchir à des améliorations possibles.

Il était notamment important pour cela de s'interroger sur leur **formation** pouvant influencer sur leurs connaissances.

2. Matériel et méthode

Cette partie expérimentale s'est déroulée entre Janvier 2021 et Juin 2022.

2.1 Définition et choix des refuges

Tout d'abord, il était important de sélectionner le genre 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.

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 ».

En France métropolitaine, indemne de rage, les chats sont gardés en fourrière au maximum pendant 8 jours ouvrés. Les animaux sont ensuite admis en refuge en vue d'être adoptés et ce sans but lucratif, après accord du vétérinaire sanitaire de la fourrière.

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.

Nous n'avons donc pas inclus dans cette étude les refuges ne possédant pas de locaux ou ne fonctionnant uniquement par famille d'accueil.

2.2 Élaboration des questionnaires

2.2.1 Sources d'information

Dans un premier temps, il a été nécessaire de réaliser une étude bibliographique complète afin de comprendre les différents piliers de la prévention sanitaire des maladies virales chez le chat.

Ces données issues de la littérature sont résumées au sein de la première partie de cette thèse. Elles nous ont permis de cerner les enjeux de la prévention et notamment les différents domaines à approfondir. Certains points se regroupant, il a donc été nécessaire d'établir différentes sections d'étude.

Ensuite, nous avons également été en contact avec des vétérinaires référents de la SPA (les Docteurs Vétérinaires Stéphanie Verdu et Hela Rokbani) et avec qui nous avons pu échanger sur les points qui semblaient cruciaux à aborder et les difficultés auxquelles les refuges font face. Cela nous a également offert une plus grande visibilité lors de la diffusion et a permis d'encadrer la rédaction du questionnaire en étant au plus proche de la réalité de terrain.

2.2.2 Rédaction des questionnaires

- Questionnaire principal

Ce questionnaire était à destination des responsables de refuge et comportait 3 grands axes divisés en 11 sections au total. Il comprenait au total 139 questions.

Le premier axe porte sur la **description générale du refuge**. Les sections sont les suivantes :

- La première section, **Origine des chats en refuge** abordait la description générale du refuge et son fonctionnement.

Dans cette section, nous avons cherché à connaître les modalités et les raisons d'abandons des chats accueillis ainsi que la répartition de leur catégorie d'âge. Ces informations nous ont permis d'établir le contexte du refuge, qui peut avoir un fort impact sur le risque de transmission et de contamination.

La capacité d'accueil était également étudiée et l'étude de la population de chats était faite. Nous souhaitions connaître les risques de surpopulation (en cas de temps de séjour trop long par exemple) et quantifier les risques suivant la population majoritaire.

Les raisons d'un recours à l'euthanasie et les critères de refus d'un chat sont également étudiés afin de savoir si des risques de transmission de maladies virales pouvaient être un frein à l'admission d'un chat en refuge.

La deuxième section, **Organisation et formation du personnel** était centrée sur l'organisation du personnel et sa formation afin de savoir si l'équipe se considérait assez qualifiée pour entreprendre des mesures de prévention sanitaire. Nous cherchions aussi à évaluer l'importance du lien avec le vétérinaire sanitaire.

Ensuite, dans la troisième section les **problématiques majeures rencontrées** ont été étudiées notamment dans l'idée d'obtenir des prévalences des maladies virales, de connaître la fréquence d'éventuels épisodes épidémiques et d'évaluer les modalités d'isolement des chats malades. Cela peut en effet fournir des indices sur la réussite ou non des mesures de prévention sanitaire contre les virus.

Les **adoptions** permettant de réguler la population au sein du refuge ont été également abordées dans une quatrième section afin d'en connaître les potentielles difficultés et leur gestion. Nous avons aussi cherché à savoir si le refuge avait recours à des familles d'accueil, pour quelles raisons et quels animaux en priorité. Nous avons également demandé si des transferts entre refuges étaient réalisés dans le but de favoriser l'adoption de certains animaux et limiter la surpopulation.

Un second axe sur **l'hygiène** questionnait le refuge sur sa mise en application de la sectorisation, du vide sanitaire, de la marche en avant, du nettoyage et de la désinfection. Cette partie tentait de vérifier la bonne réalisation des techniques d'hygiène et de prévention sanitaire. C'est pourquoi l'idée était de détailler chaque mise en œuvre afin de les comparer aux recommandations bibliographiques. Les protocoles de nettoyage et désinfection ont donc été détaillés et notamment les produits utilisés, leur fréquence, les outils utilisés.

Le troisième grand axe du questionnaire concernait **l'architecture** du refuge. Les sections étaient les suivantes :

Il comprenait notamment **l'organisation générale des locaux** afin de vérifier leur compatibilité avec la prévention des maladies virales. Il était alors également nécessaire de vérifier le bon respect des normes en termes de bien-être puisque le stress est un facteur majeur de contamination et provient pour beaucoup du logement. Un intérêt a aussi été porté ici à la répartition des logements individuels et collectifs au sein du refuge, ainsi qu'à la sectorisation des différents espaces tels que l'infirmerie ou la quarantaine. De plus, nous souhaitions déterminer les modalités et raisons d'utilisation des différents secteurs afin de vérifier leur compatibilité avec la prévention des maladies virales. D'autres questions portaient plus précisément sur les caractéristiques propres au logement, notamment sur les matériaux présents.

L'hébergement en groupe et ses caractéristiques a ensuite été détaillé. L'objectif était toujours de comparer les données des refuges aux recommandations en termes de bien-être et de prévention sanitaire. Le choix de formation des groupes est étudié ; nous nous sommes intéressés au nombre d'individus par groupe, aux modalités de choix des différents chats, s'inscrivant toujours dans un questionnement par rapport aux mesures de prévention des maladies virales.

L'hébergement individuel grâce à la section **hébergement des chats** a ensuite été également détaillé. Cette section regroupe des questions concernant les caractéristiques physiques des logements individuels, là encore pour confronter les réponses aux recommandations bibliographiques. Nous nous sommes de plus intéressés à l'état d'enrichissement de tous les logements dans cette partie.

Au sein de la section **gestion de l'environnement**, les conditions ambiantes, facteur de risque de transmission des maladies virales chez le chat ont été questionnées ainsi que leur gestion.

La **gestion du stress** était détaillée. Au sein de cette section, des questions sont posées concernant l'évaluation du stress des chats au sein du refuge. Des questions sur l'environnement des chats viennent compléter les données recueillies sur leurs conditions d'hébergement des sections ultérieures. Le niveau de stress est un paramètre très intéressant pour notre étude, car il peut jouer un rôle majeur au niveau de l'excrétion et de la transmission des maladies virales.

Quelques questions sur la gestion des visiteurs terminaient le questionnaire, car ils peuvent participer eux-aussi à la transmission des maladies virales.

- Second questionnaire

Le questionnaire à destination du vétérinaire sanitaire comprenait 6 parties :

Généralités, cette première partie visait à connaître le statut et la fréquence d'activité du vétérinaire au sein du refuge, ainsi que son niveau de connaissance estimé à propos des maladies virales du chat.

Ensuite, la deuxième partie reprenait la question sur les **problématiques sanitaires majeures rencontrées** mais cette fois-ci d'un point de vue plus scientifiques.

L'hébergement de chats et sa bonne gestion en termes de population et de répartition a été abordé afin de comparer les recommandations du vétérinaire à ce qui est réalisé en refuge. Cette partie reprenait notamment des questions de la section « organisation des locaux » du questionnaire principal, concernant la répartition des logements individuels et collectifs, la sectorisation des différents espaces, ainsi que les modalités et raisons d'utilisation des différents secteurs. Des questions portant sur les caractéristiques des périodes de quarantaine et d'isolement ont aussi été posées. Un avis du vétérinaire était demandé sur les recommandations présentes dans le refuge, mais aussi sur ce qu'il pensait du suivi de celles-ci.

Nous avons aussi cherché à connaître les modalités de **tests diagnostiques et les protocoles de vaccination**. On cherche à déterminer dans cette partie les tests diagnostiques rapides utilisés en routine dans les refuges, les individus visés ainsi que les modalités de leur utilisation. Connaître les habitudes d'utilisation de ces tests permet de savoir s'ils contribuent ou non efficacement au diagnostic et à la prévention des maladies virales.

Une partie plus détaillée sur la **vaccination** venait ensuite. Nous nous sommes intéressés dans un premier temps aux modalités de stockage des vaccins, puis à l'âge minimal de vaccination. Les protocoles complets de primo-vaccination avec les noms des vaccins utilisés sont demandés pour les catégories de chat suivantes : chat de moins de 16 semaines, chat de plus de 16 semaines en bonne santé, chat immunodéprimé, FeIV +, FIV +, chat atteint d'une maladie chronique, chat atteint d'une maladie aigüe.

La dernière partie s'attachait ensuite à connaître la marche à suivre lors de suspicion d'épidémie notamment.

2.3 Format des questions

Nous avons 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.

Certaines questions ne pouvant être rédigées de la sorte ou pouvant admettre un nombre de réponses bien trop diverses ont été laissés ouvertes avec la possibilité de rédiger.

Nous avons également essayé de synthétiser au maximum nos idées au sein d'un nombre restreint de questions, afin d'éviter de créer un questionnaire trop long et rébarbatif pour le lecteur.

2.4 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 optimale. De plus, ce choix de support était préférable car la prise de contact avec les différents refuges de la SPA a été permise par une liste de diffusion e-mail.

2.5 Diffusion des questionnaires

Les questionnaires ont été diffusés au sein des refuges de la SPA. Le premier questionnaire a été soumis auprès des 63 refuges de la SPA. Un mail à chaque responsable de refuge a été envoyé. Les 26 vétérinaires sanitaires salariés de la SPA ont été contactés pour le second questionnaire.

Les vétérinaires référentes avec qui nous étions en contact, ont réalisé l'envoi des mails à destination des responsables de refuge et des vétérinaires sanitaires grâce à la possession

de listes de diffusion. Les responsables de refuges pouvaient répondre au premier questionnaire. De façon séparée les vétérinaires sanitaires des refuges répondaient au second sans avoir connaissance du premier questionnaire. Il existe moins de vétérinaires sanitaires que de refuges. En effet, certains refuges ne possédaient aucun vétérinaire sanitaire. Ou bien, un vétérinaire sanitaire pouvait être en charge de plusieurs refuges, c'est pourquoi la liste de diffusion était réduite.

Un délai de deux mois, entre Avril et Mai 2022 a tout d'abord été sélectionné. Une relance a été réalisée à la fin du mois de mai. Le recueil des données s'est terminé en Juin 2022.

Un message expliquant le projet et l'enjeu de ce questionnaire a également été envoyé lors de l'envoi de ce dernier.

2.6 Complément aux questionnaires

Afin de compléter les réponses que nous avons et mieux illustrer notre propos, il a également été choisi de réaliser 3 visites de refuges (Hermeray, Vaux Le Pénil, Plaisir). Cela a également permis de vérifier à la bonne compréhension du questionnaire en vérifiant l'exactitude des réponses fournies.

De plus, cela nous a également permis d'augmenter le taux de retour final comme certains refuges visités n'avaient pas répondu au questionnaire.

L'idée principale de ces visites était surtout de se familiariser davantage à ce milieu afin d'affiner nos propositions d'améliorations.

II. Résultats et discussion

Afin de proposer des conseils pertinents et appropriés face aux résultats du questionnaire, il a été décidé d'amener directement les éléments de discussion comprenant les conseils à appliquer découlant des résultats observés.

De plus, concernant la réflexion, elle s'est appuyée sur les différents niveaux de la prévention sanitaire :

- D'une part, à quoi les chats sont-ils exposés ? Pourquoi sont-ils à risque de contaminer ou d'être contaminés ? Il s'agit donc des critères intrinsèques aux chats.
- Ensuite, en quoi le refuge par ses caractéristiques propres accentue-t-il ces risques. Comment ces risques sont-ils gérés ?

A noter, que les aspects médicaux de cette prévention des maladies virales chez le chat sera étudiée dans une prochaine thèse.

1. Les réponses

1.1 Taux de retour final

Concernant le premier questionnaire à destination des responsables de refuges, nous avons pu obtenir un taux de retour final de 26% (17 réponses pour 63 questionnaires envoyés).

Ce taux de réponse comprend notamment les différentes visites réalisées pour lesquelles nous avons rempli le questionnaire lors des visites. En revanche, pour le second questionnaire, seuls deux vétérinaires sanitaires sur 26 au total ont répondu soit un taux de retour final de 7%. Ce dernier taux ne nous a pas permis de retirer des conclusions fiables.

Ce faible taux de réponse s'explique majoritairement par le peu de temps disponible des responsables de refuges ainsi qu'à la durée du questionnaire. Il a en effet été très difficile d'obtenir des créneaux de visite par manque de temps de leur part. Le temps du questionnaire étant d'au moins une heure cela a certainement dû être une limite majeure à l'obtention de plus réponses. Néanmoins, pour les réponses reçues, les questionnaires étaient complets.

1.2 Format des réponses

L'utilisation de questions à majorité fermées ou de questions à choix multiples associé à l'utilisation d'un Google-Form, nous a permis d'obtenir beaucoup de résultats sous la forme de diagramme ou d'histogramme, avec les pourcentages de réponses associées.

Il a cependant été nécessaire pour certaines questions de traiter les données sur Excel, notamment pour les pourcentages de logement individuels et collectifs. En effet, nous cherchions à calculer le pourcentage de logements individuels dédiés à l'isolement ou à la quarantaine et cela a dû se faire via des données brutes. De plus, certains chiffres communiqués étaient aberrants (nombre total de places ne correspondant pas à la somme de ceux individuels et collectifs par exemple, ou bien la somme des logements dédiés à l'isolement et la quarantaine supérieure aux logements individuels totaux), il a donc été nécessaire de trier les réponses afin d'éliminer les réponses pouvant biaiser trop fortement le résultat final.

Les variables quantitatives ont surtout été exploitées sous forme de moyennes ou pourcentages par rapport aux différentes catégories de réponse créées. Par exemple, pour la fréquence de nettoyage ou désinfection des grandes catégories ont été formées comme plus d'une fois par jour car semblait le plus pertinent.

Pour les variables qualitatives où une seule réponse était possible (du type oui/non par exemple), les réponses favorables ou défavorables étaient exprimées par un pourcentage parmi les refuges ayant répondu. La somme était alors de 100%.

Pour une variable qualitative avec plusieurs réponses possibles pour un même refuge, un pourcentage était calculé parmi les refuges ayant répondu mais le pourcentage total pouvait être supérieur à 100%. En effet, 60% des refuges pouvaient utiliser les familles d'accueil pour placer les chatons tout comme 55% pouvaient également le faire pour les chats à pathologie lourde. De la même manière, que les prévalences totales des maladies virales réunies dépassent souvent les 100%.

2. Étude de l'admission des chats et de leurs caractéristiques.

2.1 Quels sont les types d'abandons et comment les chats qui arrivent au refuge sont-ils gérés ?

i. Origine des chats

Tout d'abord, les chats provenant de **fourrières** représentaient, pour la moitié des refuges ayant répondu au sondage, la majorité des chats admis. Cela pouvait même aller jusqu'à **75%** des abandons totaux.

Or ce type d'abandon implique souvent que l'historique du chat ne soit pas connu. Cela comprend, le statut vaccinal, son mode de vie ou alors ses maladies éventuelles qui ne peuvent alors pas être pris en compte lors de son admission.

De plus, le chat a déjà subi un stress très important lors de son passage en fourrière et sera donc plus à risque de réactiver une infection latente.

Afin de diminuer le risque de contamination, la mise en place de vaccinations au sein des fourrières pourrait permettre aux refuges d'admettre des chats potentiellement en partie protégés et limiter les réactivations ou les nouvelles contaminations.

Autrement, il est préférable d'admettre de manière regroupée les chats provenant d'une même fourrière et de les placer en quarantaine dans une seule et même pièce. Il est également possible de les loger en collectif mais entre eux seulement, et de conserver ce groupe au long du séjour. Cela permet en effet de limiter la propagation d'un potentiel virus déjà présent et issu de la fourrière.

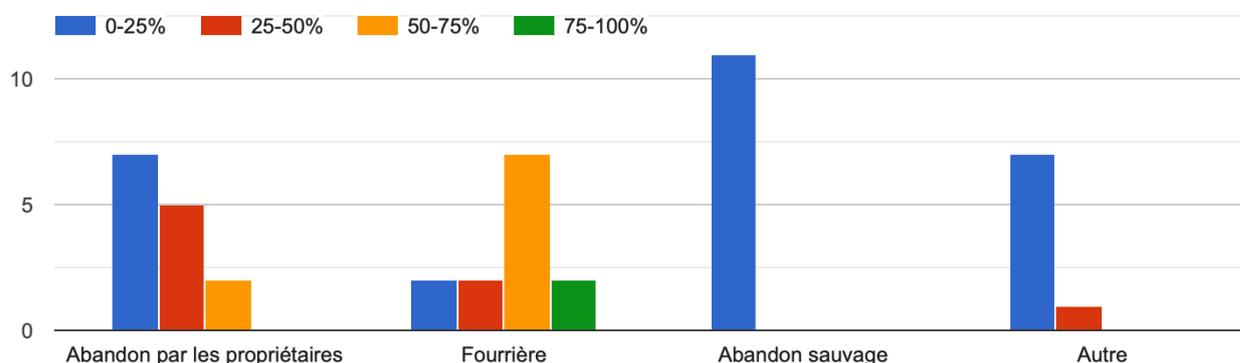
Ensuite, il est apparu que les **abandons sauvages** (animaux par exemple laissés en bord de route, ou déposés au refuge sans propriétaire présent) pouvaient représenter jusqu'à **25%** des chats abandonnés pour 12 des refuges ayant répondu. De même, ces chats sont particulièrement à risque car soumis à un fort stress et à une exposition potentielle à des virus lors de leur errance.

L'abandon par les propriétaires représentent une part variable des abandons.

Dans les autres causes citées d'abandon, il s'agit avant tout de **perquisition judiciaire** ou d'animaux saisis pour cause de **maltraitance** qui sont donc à priori à risque car potentiellement infectés mais aussi plus sujet à une contamination. En effet, ils possèdent potentiellement des conséquences physiques de leur traitement ou une condition physique rendant leur système immunitaire moins performant. Leur état de stress étant nécessairement augmenté, cela fragilise également leur défense immunitaire. Cela représente pour certains refuges une part non négligeable des abandons (**Figure 23**).

Figure 23: Graphique détaillant l'origine des chats en refuge.

On remarque que pour la moitié des refuges, les chats provenant de fourrière représentent entre 50% et 75% des chats admis. Au contraire, les chats provenant d'abandons directs par les propriétaires ne représentent que 25% au maximum pour la moitié des refuges ayant répondu.



En ordonnée, il s'agit du nombre de refuges ayant donné cette réponse.

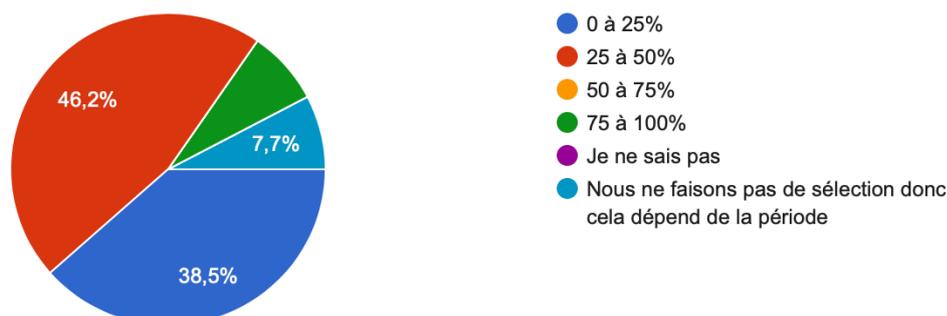
La quarantaine prend alors une importance primordiale pour repérer les infections latentes chez ce type de chat. Le passage en fourrière étant également particulièrement stressant, cela favorise à nouveau la réactivation de certains virus comme le FHV-1.

ii. Âge des chats

Parmi les chats admis en refuge beaucoup sont **jeunes** : les chatons de moins de 6 mois représentent en effet **au moins 25% des chats dans près de la moitié des refuges (Figure 24)**.

Figure 24: Graphique illustrant le pourcentage (sur les 15 refuges ayant répondu à la question) représenté par les chatons de moins de 6 mois sur l'ensemble des chats admis (chaton = chat de moins de 6 mois)

Par exemple, dans 38,5% des refuges, les chatons de moins de 6 mois représentent entre 0% et 25% des chats admis.



Parmi ces chats, beaucoup sont particulièrement à risque car non sevrés. Les chatons de moins de 2 mois représentent moins de 25% des chatons pour 47% (7/15 refuges ayant répondu) des refuges. Mais dans 26% des refuges (4/15 refuges ayant répondu) ils représentent 50 à 75%.

Ils représentent de plus entre **25% et 50% dans 5%** (1/15) des refuges.

Dans 13% (2/15) des cas, ils ne rentrent jamais au refuge à cet âge ci et sont placés directement en famille d'accueil.

De même, les chatons de moins d'un mois représentent

- 25% à 50% des chatons pour 33% (5/15) des refuges
- 50% à 75% pour 20% (3/15) des refuges.
- Moins de 25% des chatons dans 20% (3/15) des refuges.

Ces classes de chats devraient donc être isolés continuellement jusqu'à leur statut vaccinal complet ou placés à l'extérieur du refuge.

Leur grande représentativité peut encourager à loger au sein d'une même cage les chatons d'une même fratrie ou issus du même foyer afin d'économiser de l'espace.

Au contraire, les séniors semblent peu représentés (**Figure 25 et Figure 26**).

Figure 25: Graphique illustrant le pourcentage représenté par les adultes sur l'ensemble des chats admis dans les différents refuges sur 15 réponses obtenues (c'est-à-dire les chats entre 6 mois et 11 ans)

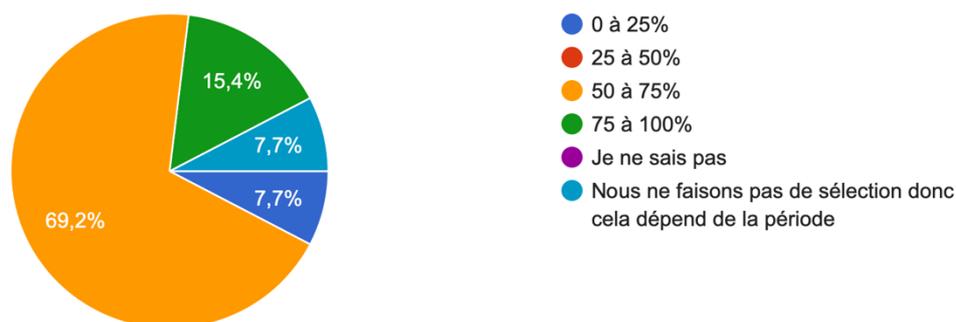
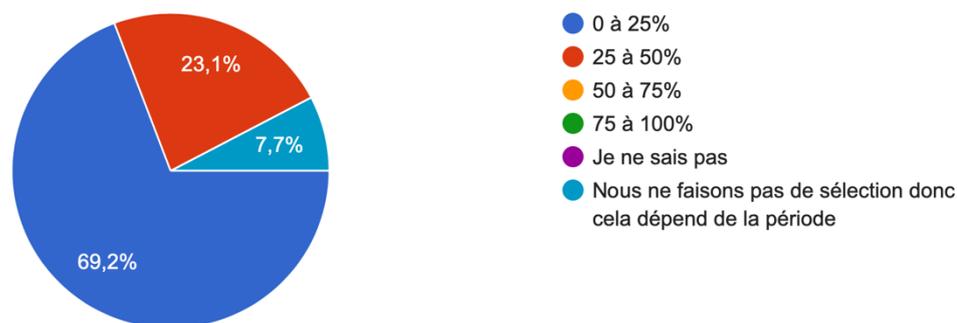


Figure 26: Graphique illustrant le pourcentage représenté par les séniors sur l'ensemble des chats admis sur 15 réponses obtenues (c'est-à-dire les chats de plus de 11 ans)



2.2 Quel protocole d'admission ?

i. L'historique des chats

Dans les cas où **les commémoratifs** peuvent être obtenus, ils sont demandés dans **100%** (17/17) des cas. Certaines informations sont systématiquement demandées et à juste titre. Il s'agit notamment :

- Du **statut gonadique** (stérilisé ou non) dans **100%** (17/17) des cas
- Il en est de même (100%) pour la présence de problèmes de comportement.
- Seulement 12% (2/17) interrogent les propriétaires sur les tentatives effectuées afin de solutionner les problèmes de comportement par exemple. Or, sans trouver la cause de ces comportements dérangeants il est plus difficile de placer convenablement le chat et de le réhabiliter.
- Le **statut vaccinal** est interrogé dans 94% (16/17) des cas tout comme les antécédents médicaux et le type d'environnement (maison, appartement ...) dans lequel évoluait le chat.
- L'entente avec les congénères et le caractère sont interrogés dans 76% (13/17) des refuges.
- L'**âge** et l'alimentation le sont dans **58%** (10/17) des refuges.
- Enfin dans **moins de 10%** (1/17) des refuges, **la vie avec d'autres animaux** est interrogée. Cela devrait être plus systématique car cela peut être un **réel critère d'adoption**.

ii. La gestion de l'euthanasie.

A l'admission, il est également fondamental de déterminer le statut FIV ou FeIV si celui-ci n'est pas connu.

A noter qu'un statut positif ne motive jamais une euthanasie. Seuls des chats en souffrance ou présentant des affections lourdes ne pouvant être prises en charge sont susceptibles d'être euthanasiés à l'arrivée au refuge.

Il s'avère même que dans 47% (8/17) des refuges, l'euthanasie n'est pas pratiquée dans la semaine suivant l'arrivée au refuge. Elle le sera par la suite uniquement pour raison médicale grave, animaux en fin de vie ou en souffrance.

Un chat présentant un coryza important à son admission ne sera jamais refusé non plus.

iii. La quarantaine

L'utilisation de la quarantaine n'apparaît pas systématique, **seulement 70% (12/17) des refuges la réalisent**. Cette quarantaine reste d'ailleurs généralement bien **trop courte**.

Les **durées moyennes** en quarantaine sont :

- Une **semaine**, pour **16%** (2/12 réalisant une quarantaine) des refuges.
- **Deux semaines**, pour **16%** (2/12) des refuges.
- Moins de 48h, 3 jours, 5 jours, 3 semaines, 4 semaines, 10 jours dans 8 % (1/12) des cas respectivement.
- Certains refuges n'attendent pas une durée précise. Ils attendent la visite du vétérinaire (16% soit 2/12) ou la primovaccination et des tests FIV/FelV (8% soit 1/12).

De plus, les logements individuels réservés à la quarantaine ne sont présents dans **une salle fermée isolée que dans 53% (9/17) des refuges**.

Dans **23,5%** (4/17) des refuges ces logements dédiés à la quarantaine **ne sont pas séparés** du reste des logements.

5% (1/17) des refuges ne possèdent aucune zone de quarantaine dédiée.

Dans **11%** (2/17) des cas, il s'agit d'une **salle différente** mais **ouverte** sur le reste du refuge.

A l'inverse, il s'agit dans 5% (1/17) des refuges d'un local totalement isolé du reste du refuge.

Certains refuges étant construits dans des lieux non conçus pour y accueillir des chats, ils ont des difficultés à aménager les lieux.

De plus, la pression des admissions force à rechercher des places supplémentaires en permanence et donc parfois dans des zones non prévues à cet effet.

Cependant, la transmission indirecte du typhus ou du Coryza est telle que loger des chats en quarantaine sans séparation vraie d'espace est un risque majeur de transmission de ces maladies. Cela est accentué par le fait que ces maladies sont particulièrement susceptibles de se déclencher lors de la quarantaine par le stress de l'admission au refuge.

Cette salle de quarantaine doit donc se trouver le plus à l'écart possible du reste des logements et doit pouvoir être intégralement isolée.

La quarantaine s'effectuant en logements individuels, ces logements ne doivent être utilisés que pour cette fonction. En cas de forte pression, les cages peuvent être divisées en deux de façon temporaire mais chaque partie doit pouvoir recevoir tous les enrichissements

nécessaires. Des chats provenant du même foyer peuvent également être logés ensemble afin de réduire le nombre de cages individuelles utilisées (**Figure 27**)

Figure 27: Cage individuelle pouvant être séparées en deux. (Refuge Hermeray)

Cette séparation possible permet d'augmenter temporairement le nombre de places disponibles.



De même, la pression des admissions est si forte qu'il est souvent difficile d'atteindre les trois semaines recommandées.

Prévoir les admissions par cohorte est alors une solution. Il est par exemple possible de fixer des rendez-vous aux propriétaires afin de regrouper ce type d'abandon. De même, il est important de fixer un jour d'admission des chats de fourrières ou de prévoir des dates fixes afin d'effectuer un roulement au sein de leur quarantaine dédiée.

Enfin, pour limiter la durée de quarantaine, une première vaccination réalisée par les propriétaires souhaitant abandonner leur chat ou bien à la fourrière permettrait d'économiser un peu de temps. Cela est notamment vrai lorsqu'un vétérinaire n'est pas toujours présent et ne peut donc pas systématiquement réaliser la vaccination le jour de l'admission.

3. Le fonctionnement du refuge et sa gestion de l'espace

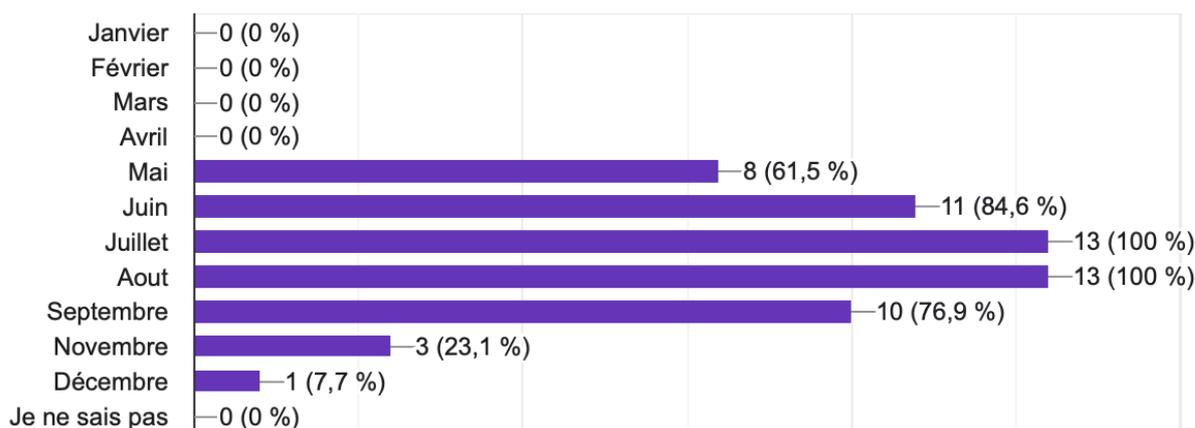
3.1 La surpopulation

i. Quand les refuges font-ils face à la surpopulation ?

La capacité d'accueil des refuges varie énormément : de 40 à 120 chats.

Cependant, une tendance commune est à noter. Il s'agit de la surpopulation. Cette surpopulation intervient principalement du mois de Mai au mois de Septembre (**Figure 28**).

Figure 28: Graphique représentant le nombre et le pourcentage de refuges en surpopulation par mois sur 13 refuges.



Il s'agit notamment de la période de mise bas des chatons et des vacances, période d'augmentation des abandons. Cette tendance générale doit permettre au refuge de se préparer à cette surpopulation.

Recruter des familles d'accueil pour cette période, différer certains abandons ou fonctionner par cohorte peuvent être des solutions à envisager afin de répartir les admissions sur cette période.

Il peut aussi être intéressant de prévoir des cages individuelles doubles pouvant être individualisées lors d'admissions massives, à l'aide des portails. L'espace individuel sera potentiellement moindre mais la quarantaine ou l'isolement des chats malades restent prioritaires. Chaque partie devra alors contenir tous les enrichissements. Il est également envisageable de loger deux chats dans un logement individuel si ces derniers proviennent du même endroit initialement.

De même, prévoir des logements collectifs pouvant être cloisonnés davantage (lorsque la surface est suffisante) pourrait permettre de créer d'autres groupes de chats sans impacter les autres. Cela n'a pas été observé pendant les visites mais des logements individuels étaient ajoutés au sein de logements collectifs.

Il peut aussi être intéressant de transférer directement des animaux de fourrières ou autre vers des zones moins sous tension ou avec un renouvellement plus important par les adoptions plus fréquentes (grandes agglomérations par exemple).

La surpopulation est donc un facteur de risque prépondérant pour la transmission des maladies virales chez le chat. Il est donc important d'axer en partie la prévention sanitaire sur cet aspect car cela aura de multiples conséquences : un stress moindre pour les chats, une charge de travail réduite pour le personnel, un meilleur taux d'adoption.

ii. Comment utiliser les familles d'accueil pour limiter la surpopulation

Les chats en famille d'accueil représentent moins de 10% des individus pour 88% (15/17) des refuges et entre 10% et 20% pour 11% (2/17) des refuges.

Elles devraient être fortement favorisées afin de soulager le refuge en période d'affluence.

Ces familles d'accueil sont particulièrement utilisées pour :

- **Chatons sains** (chats de moins de 6 mois) dans 70% (12/17) des refuges
- **Chats séniors malades** (toutes maladies confondues et chats de plus de 11 ans) dans plus de 41% (7/17) des refuges.
- Les **chatons malades** sont placés à l'extérieur du refuge dans 29% (5/17) des refuges seulement.
- Des chats adultes sains sont placés en famille d'accueil dans 11% (2/17) des refuges.
- Des chats séniors sains, dans 11% (2/17) également.

A noter que près de 18% (3/17) des refuges n'ont pas recourt à des familles d'accueil.

Il peut donc être recommandé de réaliser des campagnes de recrutement de familles d'accueil avec les nombreux avantages (comme la prise en charge financière de l'animal) car cela peut être d'une grande aide dans la prévention des maladies virales notamment en éloignant les jeunes encore peu protégés contre les maladies virales ou les animaux à risque.

Si ces familles sont utilisées pour un chat malade, cela concerne :

- Chats présentant des **affections chroniques** comme le diabète ou d'autres affections lourdes comme des affections cardiaques ou néoplasique
- Chats **en fin de vie** ou très âgés
- Chats âgés avec un **coryza chronique**

Les chats en famille à l'exception des chatons regroupent généralement des chats dont l'adoption est un échec.

Cela devrait être systématisé pour ces populations.

Tenir un registre des familles d'accueil potentielles et organiser des campagnes de promotion pour agrandir cette liste et conserver les familles inscrites doit faire partie intégrante de la gestion de la surpopulation.

Concernant l'usage des familles d'accueil une nuance reste à ajouter. En effet, les chats atteints de maladie chronique ou grave comme le FeLV sont parfois plus difficiles à adopter. Or leur caractère peut parfois déclencher une adoption coup de cœur et la pathologie chronique passe alors au second plan. Ils doivent donc pour cela être présents au sein du refuge. Il est donc important de trouver l'équilibre afin de leur permettre une adoption le plus rapide possible.

Un chat très peu sociable avec les autres chats, même sain, pourrait cependant être placé en famille d'accueil afin de lui éviter le stress de la collectivité et des potentielles contaminations.

iii. Le temps de séjour : comment limiter son impact sur la surpopulation

Le temps de séjour au sein d'un refuge peut fortement varier d'un chat à l'autre mais varie également beaucoup entre les refuges.

Le temps moyen en refuge n'est **jamais inférieur à un mois** et monte parfois jusqu'à plus de 3 mois. **La moyenne est autour de 1,5mois.**

Ce temps de séjour reste cependant toujours supérieur à la durée limitant les risques de transmission qui est de 5 jours. Réduire ce temps de séjour en favorisant au maximum les adoptions devrait être un axe prioritaire dans la prévention de ces maladies virales.

Étonnamment, il n'existe que peu de transferts entre différents refuges or cette technique pourrait permettre de soulager les zones sous haute tension. **70% (12/17) des refuges l'utilisent pour moins de 10% des chats. 30% (5/17) des refuges ne réalisent pas de transferts.**

Cela peut pourtant être utile selon le mode de vie. En effet, des chats ne pouvant vivre qu'en intérieur du fait de leur pathologie comme un chat atteint par le FIV ou le FeIV seraient plus facilement adoptés dans un refuge situé près d'une ville. Au contraire, un chat nécessitant un accès extérieur pour son bien-être le trouvera plus aisément en campagne.

De plus, certains refuges près de grandes agglomérations reçoivent plus de visiteurs et sont donc à même de faire adopter rapidement un animal. Cela peut permettre à des refuges plus excentrés de libérer de l'espace au sein de leur logement.

3.2 L'organisation des logements

3.2.1 Le type de logement

Les **logements individuels** représentaient **44%** en moyenne (variant entre 5 %et 78%) des places disponibles. Le reste des places disponibles sont donc des places en **communauté** (logement collectif) soit **66%** variant de 22% à 62%.

Les logements individuels servent en majorité (**Figure 29**)

- **De quarantaine** ou **infirmierie** (chats malades avec des signes cliniques) dans **82% (14/17)** des refuges respectivement.

- Cependant, seulement **60%** (10/17) des refuges placent des chats atteints de **coryza** ou de **typhus** en logement individuel.

- **47%** (8/17) des refuges placent en revanche les chats atteints de **PIF** en logement individuel ce qui n'est pas utile dans le cadre de la prévention de cette maladie.

- A loger des chats **Felv** à une fréquence de **65%** (11/17).

- A isoler des chats dont le **statut vaccinal n'est pas à jour** à 65% (11/17). Certains refuges ne conservent donc pas leur chat en quarantaine jusqu'à leur statut vaccinal complet.
- A loger des chats **FIV** dans 40% (7/17) des cas.
- A loger des **femelles et leurs chatons** dans 18% (3/17) des refuges
- A loger des **fratries de moins 4 mois** dans 30% (5/17) des refuges. Ce chiffre est surement aussi bas par l'utilisation massive de familles d'accueil pour cette catégorie de chats.

A noter que seulement 5% (1/17) des refuges utilisent ces logements individuels pour des **chats non sociables** ou avec une **alimentation spécifique**.

Figure 29: Exemple de logements individuels utilisés pour la quarantaine (Refuge Hermeray)

Il est important de noter que ces cages ne possèdent pas l'enrichissement suffisant pour un chat (absence de cachette, de zone en hauteur et de griffoir). De plus, la proximité entre les cages peut engendrer des contaminations. Il sera donc conseillé d'être particulièrement vigilant lors de nettoyage et de la désinfection.



Il s'agit donc pour une grande partie des refuges d'un moyen d'isoler les animaux malades afin de limiter la transmission des virus.

La gestion de cet espace sera détaillée par la suite.

Ces logements individuels devraient être des logements de courte durée uniquement. Des chats ne pouvant pas être placés en communauté à l'issue de leur quarantaine ou après

guérison en infirmerie devraient être placés à l'extérieur du refuge pour ne pas occuper des places en logement individuel (FIV, FeIV, syndrome coryza persistant par exemple).

Les logements individuels prévus pour la **quarantaine représentent** environ **32%** de ces logements mais cela varie entre **0% et 68%**.

Ces chiffres restent cependant à nuancer par la définition parfois floue de la quarantaine en refuge dans la mesure où ces logements ne sont parfois pas séparés du reste de autres logements.

Le nombre de places en quarantaine devrait être fixe afin de prévoir le nombre d'admission réalisables.

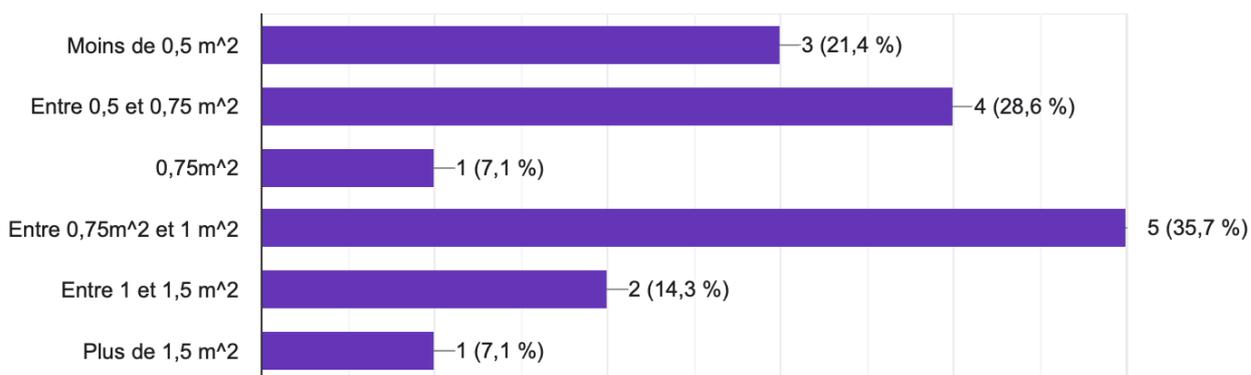
3.2.2 L'aménagement des logements

i. A quoi ressemblent les logements individuels et comment les améliorer

Il s'avère que les logements individuels sont majoritairement de taille trop petite.

57% (8/14) des refuges proposent des cages individuelles de superficie supérieure à 0,75 m² par chat. Ce chiffre juste supérieur à la moitié alerte tout de même sur le nombre important de chats dont le logement est trop petit. Cela est d'autant plus néfaste que les logements individuels sont bien moins enrichis que les logements collectifs (**Figure 30**).

Figure 30: Graphique représentant le pourcentage de refuge pour chaque catégorie de taille de logement individuel (sur 14 réponses)



De plus, la hauteur peut varier entre 50 cm et 1m80 avec une moyenne à 1m.

Malgré cette limite de hauteur, cela ne devrait pas limiter l'enrichissement en hauteur des logements individuels quand bien même ils ne seraient pas très hauts. Des petits supports placés à 50 cm du sol par exemple peuvent être proposés. Des boîtes où il est possible de monter dessus sont également à envisager.

Aucun refuge ne propose de surface à gratter aux chats en logement individuel, ce qui pourtant est primordial. Des supports même au sol ou sur l'un des côtés devraient être disposés mais doivent être jetables car non correctement désinfectables s'ils sont en corde ou autre pour chaque chat.

Une **zone pour se cacher** est présente dans **5%** (1/17) des logements individuels, un **élément de couchage en hauteur** dans **17%** (3/17) des cas.

Ces deux enrichissements sont facilement mis en place par des boîtes en cartons par exemple offrant une ouverture au sol, et pouvant être escaladées par le chat. Cela reste à nouveau du matériel jetable limitant les risques de contaminations entre les animaux par un mauvais nettoyage.

La litière n'est séparée de la zone d'alimentation que dans 47% des cas (8/17), facilement explicable par la surface au sol restant faible pour les 47% (8/17) de logements individuels inférieurs à 0,75 m².

En revanche, 88% (15/17) des chats en logements individuels possèdent au moins un couchage confortable.

Ces enrichissements se révèlent donc particulièrement insuffisants. La vocation pour le logement individuel d'être initialement de courte durée n'étant pas respectée justifie une première fois l'amélioration de ces logements individuels. Leur vocation à accueillir des chats fraîchement admis notamment en quarantaine par conséquent particulièrement stressés et ainsi plus à risque justifie une nouvelle fois leur enrichissement bien plus marqué. Utiliser des enrichissements facilement jetables pour les remplacer entre chaque animal peut faciliter leur enrichissement à moindre coût.

ii. A quoi ressemble les logements collectifs et comment les améliorer ?

Les logements collectifs sont au contraire généralement de **taille suffisante** (2 m² en moyenne mais variant de 0,43 à 6 m²) et assez enrichis.

Il convient cependant toujours de vérifier que chaque chat ait un emplacement à lui comme un accès à un couchage au sol mais aussi en hauteur (**Figure 31**).

Figure 31: Exemple d'enrichissement de logement collectif (Refuge Hermeray)



Tous les logements collectifs possèdent en effet (sur les 17 refuges ayant répopndu):

- Des litières séparées de la zone d'alimentation (100%)
- Des zones pour se cacher (100%)
- Des éléments de couchage en hauteur (100%)
- Des surfaces à gratter (100%)
- Des supports de couchage confortables (100%)

L'enrichissement plus abondant des logements collectifs est évidemment facilité par la superficie du logement mais également par le renouvellement moins importants des objets d'enrichissements.

Il est tout de même conseillé de changer tout le matériel d'enrichissement lors de chaque changement de communauté dans son ensemble ou lorsque qu'un animal malade se déclare au sein de la communauté.

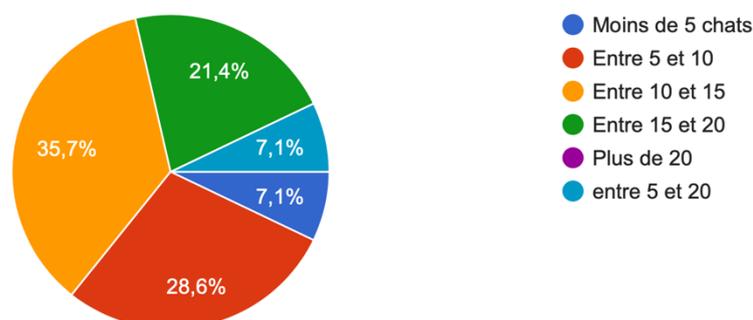
C'est pourquoi à nouveau, il est préférable d'utiliser du matériel jetable.

Tout comme des campagnes d'adoptions ou de familles d'accueil, des campagnes de dons d'enrichissements doivent être réalisées afin de pouvoir renouveler aussi souvent que nécessaire le matériel et le fournir à l'ensemble des chats.

3.2.3 La formation des groupes en logement collectif

Seulement 7% (1/15) des refuges présentent des groupes de taille inférieure à 5, ce qui correspond pourtant à la recommandation (II.1.4.3) (**Figure 32**).

Figure 32: Graphique représentant le pourcentage sur 15 refuges du nombre de chats par groupe en logement collectif



La forte pression d'admission oblige à augmenter la taille des groupes. Mais il serait parfois plus intéressant sur des logements de grande superficie de les séparer (quand bien même temporairement) en de plus petits logements collectifs afin de multiplier les communautés pour réduire leur nombre en leur sein.

Un point très dangereux est la forte proportion de refuges ajoutant des chats sans statut vaccinal complet à un groupe déjà formé (53% soit 9 refuges sur 17 ayant répondu).

Ces chats non vaccinés sont à risque d'être contaminés par des chats déjà présents dans le refuge et porteurs d'une affection chronique comme le coryza. Mais les chats non vaccinés peuvent eux aussi être excréteurs potentiels d'un virus dont l'excrétion peut être diminuée par la vaccination comme l'herpèsvirus ou le calicivirus.

Si des chats sans statut vaccinal complet ne peuvent rester en logement individuel ou à l'extérieur du refuge, il est recommandé de créer une nouvelle communauté si ces chats proviennent du même endroit, par exemple de la même fourrière. On limite alors la potentielle propagation d'un virus à une groupe plus restreint de chats.

En revanche, les chats sont systématiquement testés contre le FIV ou le FeIV, mais jamais pour le coronavirus, le statut excréteur n'est pas connu.

Des **mélanges de fratrie** sont réalisées dans **41% (7/17) des refuges**. Cela est à éviter. 35% (6/17) des refuges logent par fratrie. 29% (5/17) utilise les deux systèmes.

De même, **il s'avère que 29% (5/17) des refuges logent des chats FIV avec des chats indemnes**. *L'absence de comportements agonistes ne pouvant être certaine, cela et à éviter.*

Cela est également vrai pour les chats atteints de FeIV car **5% (1/17) des refuges logent des chats FeIV avec des chats indemnes** or la transmission peut se faire sans comportement purement agoniste.

Certains refuges créent des communautés de chats ayant des pathologies spécifiques. Par exemple, des chats atteints de deux maladies comme le Calicivirus et le FIV pourraient être logés en groupe.

Pour le Calicivirus, créer une communauté calicivirus est à éviter par l'existence de plusieurs souches pouvant mener à des contaminations multiples potentielles. De plus, ces communautés Calicivirus peuvent notamment fortement augmenter le risque d'apparition de souches hyper virulentes. De même, l'herpès virus pouvant se redéclarer à la faveur d'un stress, mélanger des chats atteints peut favoriser l'expression des signes cliniques.

Or **76% (13/17)** des refuges logent des **chats FIV ensemble et 59% (10/17) pour le FeIV**. Seulement 5% (1/17) des refuges isolent systématiquement les chats FeIV tout le long de leur séjour. En revanche, **aucun refuge ne loge des chats FIV et FeIV ensemble**.

3.2.4 Accès à l'extérieur

Concernant la conception du logement, il s'avère que tous les chats en communauté ont un **accès extérieur (100% des chats)**.

Ces parties sont plus difficiles à nettoyer et désinfecter. Elles devraient être conçues avec des matériaux de type béton permettant des bonnes pratiques d'hygiène.

De plus, ces accès extérieurs sont parfois peu isolés entre les groupes. Aucun refuge n'utilise du double grillage (**Figure 33**).

En effet, 29% (5/17) des chats ayant un accès à l'extérieur peuvent être en contact avec d'autres chats du refuge dont ils ne partagent pourtant pas le même logement.

Cela engendre donc des échanges possibles de pathogènes par contact entre différents groupes. La propagation du virus peut donc s'en retrouver accélérée au sein du refuge. Les espaces extérieurs devraient donc être parfaitement isolés entre chaque groupe et avec l'extérieur avec des doubles grillages par exemple.

Figure 33: Accès à l'extérieur sans contact possible avec d'autres groupes (refuge Hermeray)



4. Hygiène

Tout d'abord, il s'avère que les protocoles d'hygiène ou le règlement sanitaire n'est pas systématique. Or il s'agit d'une obligation légale.

Un **protocole d'hygiène** est présent dans **82%** (14/17) des refuges environ. Le **règlement sanitaire** lui l'est dans **88%** (15/17) des refuges.

Un vétérinaire sanitaire n'est d'ailleurs jamais présent tous les jours au refuge. Il n'est salarié du refuge que dans 30% (5/17) des cas.

Enfin dans 65% (11/17) des cas, le vétérinaire consulté par le refuge n'est pas systématiquement le même lorsqu'un chat tombe malade.

4.1 Sectorisation

i. L'organisation des locaux respecte t'elle la sectorisation ?

Un des premiers piliers de bonnes pratiques d'hygiène est la sectorisation. Chaque espace doit être clairement défini et isolés des autres espaces par des portes à minima ou des sas au mieux. Or il s'avère que dans une proportion non négligeable de cas, les différents secteurs sont ouverts ou en continuité les uns sur les autres.

En effet, seulement **58%** (10/17) des refuges possèdent des **portes fermées entre les secteurs**. **23,5%** (4/17) possèdent des **portes ouvertes**. **5%** (1/17) des refuges présentent des chatteries situées dans **des locaux** totalement **séparés des autre secteurs**.

Peu de refuges présentent des sas à l'entrée des différents secteurs (seulement 5% soit 1 refuge sur 17).

Des portes et séparations claires doivent être instaurées entre chaque chatterie et encore plus avant la quarantaine ou l'infirmierie.

Si des sas ne sont pas présents, il convient tout de même d'installer des supports mettant à disposition du gel désinfectant et du matériel pour se protéger au besoin (gants, surchaussures ou crocs)

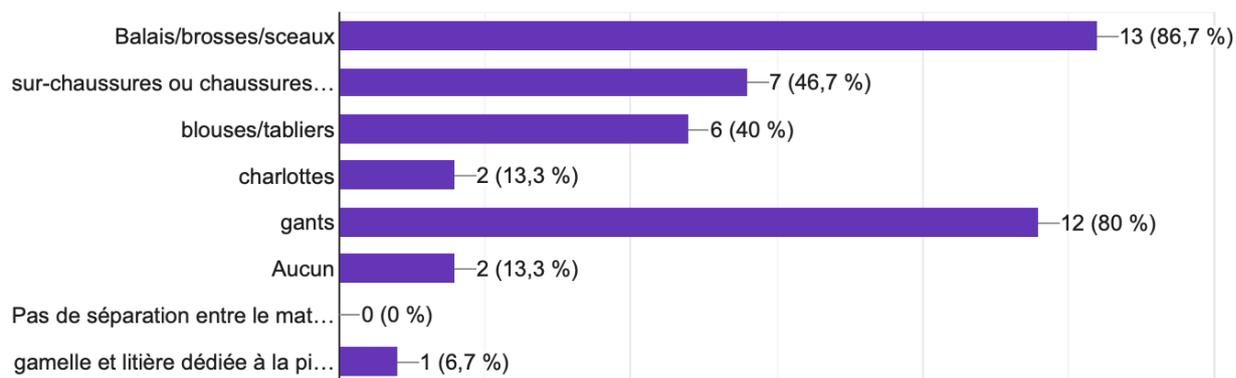
Des affiches ou panneaux peuvent être appliquées sur les murs afin de délimiter les espaces. Des peintures spécifiques aux différents secteurs peuvent également être instaurées afin de visualiser les différents espaces.

Il est également important de pouvoir accéder à un secteur sans nécessiter d'en traverser un autre, cela serait un risque majeur de transmission des maladies virales d'autant plus si des sas ne sont pas présents.

ii. Le matériel est-il sectorisé ?

Les **ustensiles d'hygiène** semblent en majorité **sectorisés** notamment les balais, brosses ou sceaux. En revanche, les **moyens de protection** ne le sont **pas suffisamment (Figure 34)**.

Figure 34: Graphique représentant le pourcentage de refuges (sur les 15 ayant répondu) qui sectorise leur matériel pour chaque type d'outils.



De plus, les **enrichissements sont échangés entre les zones dans 33% (5/15)** des cas.

Les outils étant des porteurs de particules virales, ils peuvent fortement favoriser la transmission des maladies. Leur sectorisation doit donc être systématique. Des couleurs différentes entre les différents espaces peuvent être utilisées afin d'éviter toute erreur.

Cela devrait également l'être pour moyens de protections. Les moyens financiers pouvant manquer, ces tenues de protection sont à systématiser dans les espaces à risque comme

l'infirmierie ou la quarantaine. Un lavage des mains doit cependant être réalisé à minima dans tous les espaces, voire entre chaque animal.

L'utilisation des **pédiluves** étant limité (**29%** des refuges en disposent à l'entrée de chaque refuge soit 5 refuges sur 17) et sa bonne réalisation non assurée, la présence de sas est fortement recommandée.

Lorsqu'ils sont présents, ils sont changés tous les jours. Mais ces pédiluves sont parfois des serviettes imbibées de désinfectant ce qui ne peut permettre une bonne efficacité.

5% (1/17) des refuges en dispose d'un à l'entrée de la chatterie destinée aux chats contagieux type infirmerie.

5% (1/17) des refuges en mettent en place lors d'épidémie.

4.2 Marche en avant

Ensuite, vient la marche en avant. Cette pratique est considérée comme réalisée mais ne l'est en réalité **pas correctement faite**.

En effet 100% des refuges considèrent appliquer le principe de marche en avant.

Les différentes étapes sont majoritairement réalisées de la sorte :

- Les **chatons en bonne santé** sont souvent les **premiers** à être visités sur 11 des 17 refuges ayant répondu soit 65%. Mais certains refuges commencent par les chats de plus de 6 mois sains (7 refuges sur 17 soit 41%).
- Ensuite, l'ordre de nettoyage **sont extrêmement variables** entre les chatons malades, les chats FIV ou FeIV, les chats de plus de 6 mois sains, les chats de plus de 6 mois malades, les chats de tout âge confondu en infirmerie, les chats de tout âge en quarantaine.

Afin de simplifier cette marche en avant, il serait recommandé de sectoriser au moins partiellement le personnel.

Une première partie de l'équipe serait attribuée au secteur dit sale comprenant la quarantaine et l'infirmierie.

- Les chatons en bonne santé en quarantaine s'il y en a devraient donc en effet les premiers à être pris en charge.
- Viennent ensuite les chats à risque, atteints de FIV ou FeIV présents en quarantaine non porteurs d'une autre pathologie.
- Les chats adultes en bonne santé doivent alors être pris en charge.
- Les chats malades (devant être placés en infirmerie, même s'ils viennent d'être admis) doivent être côtoyés en dernier. Parmi cette dernière catégorie, les chatons sont à visiter en premier au sein de l'infirmierie puis les chats porteurs du FIV ou du FeIV afin d'éviter de leur transmettre un autre virus.

La seconde équipe en charge des chatteries peut réaliser une autre marche en avant au sein de ses logements ou au sein communauté. L'ordre reste similaire au sein de ce secteur dit propre. Les chatons sains, puis les chats à risque (FIV ou FeIV), puis les adultes sains et enfin les communautés malades (coryza par exemple) s'il en existe.

4.3 Vide sanitaire

14 des 17 refuges ayant répondu soit 82% estiment réaliser un **vide sanitaire**. Mais il s'avère que dans la majorité des cas, celui-ci n'est pas assez long. (**Figure 35**).

Si celui-ci est réalisé il l'est :

- En hébergement dans 57% (8/14) des refuges
- De même en **infirmierie (57%)**
- En **quarantaine** dans seulement **42% (6/14)** des refuges

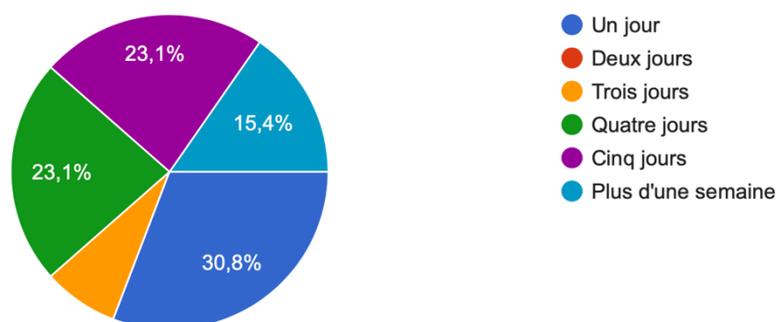
L'accent est mis d'avantage sur les zones contaminées de façon avérée par un chat malade.

Par exemple, **65% (9/14)** des refuges réalisent un vide sanitaire **après un chat atteint de typhus** ou de **coryza** dans **50% (7/14)**.

Ce vide sanitaire n'est **systématique après tout chat malade** (toute maladie confondue) que dans seulement **36%** des refuges (5/14).

Ce vide sanitaire devrait être obligatoire en infirmerie et en quarantaine à défaut de ne pas être réalisable en logement. Un logement ayant accueilli un animal malade devrait pourtant subir un vide sanitaire afin d'éviter la contamination de nouveaux chats intégrant le groupe.

Figure 35: Graphique représentant la durée du vide sanitaire sur les 14 refuges ayant répondu



De plus, le vide sanitaire n'est pas parfaitement réalisé car toutes les étapes ne sont pas systématiques :

- **Vider les lieux** est réalisé dans **100%** des refuges
- Utilisation d'un insecticide dans seulement 14% (2/14) des cas

- Le nettoyage est systématique
- Le **rinçage** en revanche n'est réalisé que dans **71%** (10/14) des refuges
- La désinfection est elle aussi systématique
- Le **rinçage** à nouveau fréquent à **71%** (10/14)
- La **désinfection de l'air** pourtant primordiale pour les URI est réalisée à **35%** (5/14)

Ces étapes sont renouvelées au moins 8 jours après et 48h avant l'arrivée de nouveaux chats chez seulement un refuge soit 7% (1/14).

4.4 Nettoyage et désinfection

i. Comment les refuges nettoient et désinfectent les locaux ?

Sa fréquence reste relativement variable mais le nettoyage est bien plus fréquent que la désinfection.

Un **nettoyage** avec l'aide d'un détergent est réalisé **tous les jours dans 82%** (14/17) des refuges. Dans **5%** (1/17) des cas il est réalisé **une fois par semaine** et à **chaque changement de chat**. Dans à nouveau 5% (1/17) des cas il est réalisé **une à deux fois par semaine**.

Le nettoyage est systématiquement suivi d'une désinfection dans 18% (3/17) des refuges. La désinfection est sinon réalisée :

- Lors du départ d'un chat de la cage
- Une à deux fois par semaine
- Tous les jours lors d'épidémie
- Une fois par mois dans certains refuges.

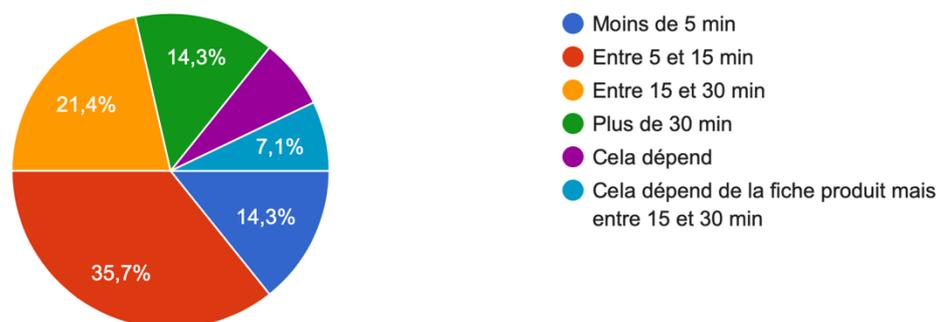
L'amélioration du nettoyage pourrait s'effectuer en utilisant de **l'eau chaude** (seulement **47% des refuges en utilisent**), ou **sous pression** (utilisée dans seulement **5%** des refuges.).

De même que le séchage devrait être systématisé permettant ainsi de limiter l'humidité.

Celui-ci n'est également réalisé que dans 47% (8/17) des refuges.

La désinfection quant à elle semble correctement réalisée quant au temps de pose du désinfectant mais le rinçage n'est pas systématique or cela peut être toxique pour le chat. En effet **18%** (3/17) **des refuges ne rincent pas le désinfectant (Figure 36)**.

Figure 36: Graphique représentant le temps de pose du désinfectant sur 15 réponses.



Si le désinfectant est changé, il l'est lors d'épidémie ou lorsqu'un chat déclenche une maladie nécessitant un désinfectant spécifique (un typhus par exemple sans épidémie au sein du refuge).

Les refuges ont de plus pu être questionnés sur les produits qu'ils utilisaient.

ii. Quels produits utilisent les refuges ?

En tant que détergent tout d'abord, l'**Ultrafresh 2D** (2 refuges sur les 12 ayant répondu à la question) de la marque **GEH** est utilisé et suit le règlement européen 648/2004 portant sur les détergents et leur biodégradabilité. Ce détergent à la bonne concentration de 0,5% (soit 40 mL pour 8L d'eau) a les caractéristiques pour être efficace mais présente l'inconvénient d'être odorant ce qui est contre-indiqué pour les chats.

De même, les produits de la marque **Adelya** (5 des 12 refuges ayant répondu à la question) très utilisés présentent pour la majorité l'ajout d'odeur ce qui peut être dérangeant pour les chats. Plusieurs produits de cette marque existent et sont utilisés par les refuges : Adelya 2D, la gamme Arom Ethique, ou Ultra Vert. Tous respectent le règlement 648/2004 et certains possèdent même l'écolabel. Chacun reste cependant efficace à des concentrations différentes. Il est donc important de se référer à l'étiquette et/ou la fiche technique afin de connaître la bonne dilution et le bon temps de contact.

Cette marque présente également de nombreux produits se voulant détergents et désinfectants. Ces produits peuvent être utilisés au quotidien mais sont à associer à d'autres désinfectants comme la Javel ou le Virkon.

La marque **Anios** (1 refuge sur les 12) se révèle également être utilisée sous la forme d'un détergent-désinfectant (Surfanios Premium). Ce produit répond à la norme EN 14 476 ce qui en fait de lui un produit virucide mais celui-ci uniquement sur les virus enveloppés. Il peut être utilisé au quotidien d'autant plus qu'il ne contient pas de produits odorants.

L'eau de **Javel** (un refuge sur les 12 ayant répondu) est utilisée en refuge. Il s'agit d'un virucide répondant de la norme européenne EN 14 476 et Afnor 72 180. Sa bonne utilisation avec une bonne dilution (un demi verre pour 5 L d'eau lors d'une solution à 2,6% d'acide

chlorhydrique) permet d'éliminer les virus non enveloppés. Son rinçage est primordial, or comme cela a été vu il n'est pas systématique. Mais les vapeurs de Javel peuvent pourtant être irritantes. Son utilisation peut être adjointe à celle d'une autre désinfectant au quotidien mais doit être systématique lors d'épidémie de typhus ou calicivirus notamment.

Le **Virkon** (2 des 12 refuges ayant répondu) est également utilisé. Il est tout comme la Javel efficace contre l'ensemble des virus et est donc aussi à utiliser au moins une fois par semaine. Ces deux désinfectants sont d'ailleurs ceux indispensables en infirmerie ou en quarantaine. Un minimum de 15 minutes ; voire de 30 minutes est nécessaire pour le rendre efficace. La solution doit être de plus de 1%. 5g sont donc à diluer dans 500mL d'eau.

Pour des raisons environnementales, le virkon ne peut être utilisé partout, il convient donc au refuge de le vérifier suivant sa localisation.

Le **Saniterpen 90** (1 refuge sur 12) est utilisé mais parfois à mauvais escient. En effet, il s'agit d'un désinfectant suivant la norme NF EN 14 675 avec une activité virucide. Mais celui-ci est utilisé en tant que détergent. Or son action ne pouvant avoir lieu que sur des surfaces propres, il se retrouve alors sans effet dans ces conditions. Son pH est acide à 3,8. Il se doit d'être dilué à 1% et est recommandé d'utilisation une fois par semaine avec une application de 30 min. Ce produit ne peut être utilisé que dans les cuisines ou autres locaux sans chat. Ce produit étant cancérigène, son utilisation devrait être proscrite.

A noter que **seulement 5% (1/17) des refuges utilise un seul et même produit pour la désinfection et le nettoyage.**

iii. Qu'en est-il du spot cleaning ?

La technique du spot-cleaning, comportant pourtant de nombreux avantages n'est pas connue. Cette technique permettant de réduire le stress tout en gagnant du temps serait à mettre en place.

Elle n'est en effet **utilisée que dans 5% (1/17) des refuges**, le reste ne la pratiquant pas ou n'en connaissant pas le sens.

Cependant plus de **76% (13/17) des refuges possèdent des cages pouvant être séparées en deux** lors de leur entretien ce qui est très positif. Cela n'est parfois le cas que dans une partie du refuge seulement (5%).

Ces cages se prêtent parfaitement à la réalisation du spot cleaning.

Il peut donc être intéressant de disposer même temporairement un panneau de bois ou de plastique afin d'isoler le chat. Si cela n'est possible, il est alors recommandé d'offrir au chat une zone de cachette pouvant être fermée lors du nettoyage/désinfection.

Cette technique est à développer car minimise fortement les risques de transmission des maladies virales tout en permettant de gagner du temps et de réduire les coûts.

iv. Quels sont les matériaux à nettoyer ?

Le **sol** est souvent en **carrelage** ce qui reste approprié (**65% soit 11 refuges sur 17**).

Une attention toute particulière doit être portée sur les joints dont le nettoyage et la désinfection peuvent parfois être limités.

35% (6/17) des refuges présentent tout de même des sols en **béton** qui peuvent être très poreux.

Concernant les **cages**, elles sont en **Inox** dans **35% (6/17)** des refuges, en **Epoxy** dans **59% (10/17)**, en **carrelage** à **23% (4/17)**.

Certains refuges possèdent des cages en béton ou bois de façon équivalente à 5%.

Il est donc important de ne pas utiliser de produits corrosifs et de bien sécher afin de limiter l'humidité.

v. **Le personnel se protège t'il lors du nettoyage-désinfection ?**

Le personnel n'est que peu équipé pour protéger les chats pendant la phase de nettoyage-désinfection :

Durant le **nettoyage**, ils portent :

- Des gants à 58% (10/17)
- Une paire de **chaussures** dédiée au nettoyage à **18%** (3/17)
- Aucun ne dispose de sur-chaussures, charlottes, combinaisons.
- **Dans 29% (5/17) des cas, aucun accessoire n'est porté.**
- Dans 5% (1/17) des cas respectivement, des gants ou sur chaussures lorsqu'un animal est malade.

Durant la **désinfection**, ils portent :

- Des gants à 58% (10/17)
- Du **gel hydroalcoolique** est utilisé dans **18%** (3/17) des refuges
- Des sur-chaussures à 29% (5/17)
- Des combinaisons à 18% (3/17)
- Des chaussures dédiées à 18% (3/17)
- **Aucun accessoire à 29%** (5/17)

Si pour des raisons financières, du matériel de protection ne peut être fourni dans l'ensemble du refuge, il se doit de l'être au moins dans les zones de quarantaine ou d'infirmierie.

Les sur-chaussures sont à fortement valorisées, plus que les gants pouvant être facilement remplacés par une bonne désinfection des mains.

Du matériel jetable est à préférer pour éviter un mauvais entretien de ce matériel de protection qui pourrait être particulièrement néfaste.

4.5 Hygiène des enrichissements

Les gamelles sont en majorité en inox (70% sur les 17 refuges) ou plastique (94% sur les 17 refuges) ce qui est positif.

Certains refuges (5%) possèdent également des gamelles en carton ce qui est une bonne chose uniquement si elles sont jetées après chaque utilisation.

La céramique (5%) est à éviter car trop poreuse.

Cependant, l'utilisation du lave-vaisselle est peu répandue (5%) mais le nettoyage des gamelles est quotidien ce qui est recommandé.

29% (5/17) des refuges réalisent uniquement des trempages pour nettoyer les gamelles ce qui n'est pas suffisant. Une action mécanique est toujours nécessaire pour enlever la matière organique. Des trempages peuvent en revanche être utilisés pour la désinfection après un nettoyage au savon par exemple avec l'ajout de Javel à une concentration de 0,5% dans l'eau de trempage si elle est froide.

Les gamelles doivent bien évidemment être parfaitement rincées à la suite de cela.

L'entretien des gamelles est quotidien dans 94% (16/17) des cas.

5% (1/17) des refuges réalisent un nettoyage quotidien des gamelles mais une désinfection seulement deux fois par semaine (de manière identique à l'entretien des cages). Cela est à favoriser car prend sens dans la technique du spot cleaning.

Les litières sont majoritairement en plastique (100%) et lavées une fois par jour (100%).

Véritable source de transmission des maladies virales chez le chat, des bacs à litière en carton peuvent être utilisés à la place et ne nécessitent ainsi pas de nettoyage ce qui peut être un gain de temps.

La **litière** est à majorité **végétale (100%)**, le mieux étant d'utiliser la moins chère possible afin de pouvoir la changer aussi souvent que nécessaire.

L'utilisation des machines à laver pour les tissus est observable dans 88% (15/17) des refuges.

5. Gestion des conditions ambiantes

58% (10/17) des refuges ne possèdent pas de système mesurant la température du logement ou l'humidité de l'air. Un thermomètre ambiant devrait être placé systématiquement.

Si l'humidité n'est pas contrôlée il est important de systématiser l'aération par système de ventilation ou en ouvrant les fenêtres de façon quotidienne pendant plusieurs dizaines de minutes ou 10 minutes par heure (sauf en cas de grand froid).

Les refuges possèdent généralement de quoi **réchauffer** les chats (100%) mais peu de moyens de lutter contre l'air chaud. **Seulement 29% (5/17) des refuges possèdent un système anti air chaud** (sans distinction entre chaque type, climatisation ou ventilateurs).

100% des chats ont accès à la lumière extérieure.

6. La gestion des malades

6.1 La prévalence des différentes maladies retrouvées au sein du refuge

La prévalence de chaque maladie retrouvée est la suivante (cela reste approximatif puisque le dépistage n'est pas systématique):

- Le syndrome coryza varie très fortement entre 10 et 100%
- Le **calicivirus hypervirulent est en majorité peu présent** (moins de 10%). Mais un refuge présente jusqu'à 75% de cas, sûrement imputable à une épidémie
- De même, **le typhus est généralement peu présent**, moins de 10% de chats atteints mais cette prévalence augmente parfois jusqu'à 50% lors d'épidémie.
- La **PIF reste présente mais ne dépassant jamais les 25%** et plus couramment ne dépasse pas les 10% de prévalence.
- La leucose représente en grande majorité moins de 10% des chats. Le FIV est lui un peu plus courant par l'absence de vaccination probablement puisque sa prévalence varie entre 10% et 25%.

Il est donc important d'axer la prévalence en priorité sur le syndrome coryza qui touche parfois la quasi-totalité des chats présents au sein du refuge.

Ces résultats concordent également avec les modes de transmission des virus plus ou moins aisée de manière indirecte par exemple. L'existence de vaccination totalement efficace est également un facteur de prévention de certains virus.

6.2 La gestion des chats malades

Comme vu dans une précédente partie, l'euthanasie est très peu pratiquée. L'utilisation de familles d'accueil pour placer les animaux malades doit être encouragée et l'utilisation de l'infirmerie mieux définie.

Il s'avère que le vétérinaire sanitaire n'est jamais présent sur place en continu et n'est pas un salarié du refuge dans 68% (10/17) des refuges.

De plus, **il ne s'agit pas systématiquement du même vétérinaire** ce qui complique le suivi des animaux et de la gestion des maladies. En effet, cela complique pour le suivi des pratiques mises en place de prévention puisque le vétérinaire ne possédant pas une vue d'ensemble, il ne lui est pas possible de faire un suivi de population. Systématiser le suivi par un seul vétérinaire connaissant le fonctionnement du refuge permet de proposer des conseils plus adéquats et de vérifier l'application du protocole sanitaire normalement conçu par le vétérinaire.

Les **animaux malades sont majoritairement repérés à l'aide des signes cliniques** (100% des refuges).

Le **suivi de poids** n'est pas encore fortement présent et devrait pourtant être valorisé car est un très bon indicateur notamment dans les maladies chroniques (**41%** des refuges). De plus, ce suivi de poids n'est généralement pas réalisé de façon assez régulière. Les chats

devraient en effet être pesés toutes les semaines car il est un indice bien plus précoce que l'apparition des signes cliniques pour le développement d'une maladie.

De façon étonnante, seulement 12% (2/17) des refuges réalisent un examen clinique complet par un vétérinaire lors de la détection de signes cliniques.

Cela n'est pas suffisant et devrait être systématique afin de vérifier la bonne origine de ces signes et réaliser le suivi de l'impact des mesures sanitaires par la prévalence des maladies notamment.

Une **prise de température** est réalisée dans **41%** (7/17) des refuges.

La surveillance des animaux s'effectue toujours au moment du nettoyage/ désinfection. Sa fréquence peut donc varier puisque la fréquence du nettoyage/désinfection n'est pas systématiquement quotidienne. Cela reste cependant assez régulier ce qui est positif. Seulement le moment du nettoyage/désinfection est un moment souvent stressant pour l'animal pouvant inhiber l'expression des signes cliniques.

Une surveillance et un relevé de l'état de l'animal ainsi que de sa prise alimentaire devrait être quotidienne. La distribution de nourriture en espace collectif devrait donc fournir autant de gamelles que de chats et si possible être observée.

6.3 Quelles formations pour améliorer la prise en charge des chats et la prévention de leurs maladies virales.

Des formations peuvent être pourvues au sein des refuges et abordent différents thèmes :

- Nettoyage et désinfection (82% soit 14 sur 17 refuges)
- Gestion du stress (82%)
- Principe de marche en avant (65% soit 11 sur 17 refuges)
- Comment isoler les animaux (47% soit 8 sur 17 refuges)
- La sectorisation des locaux et des matériaux (47%)

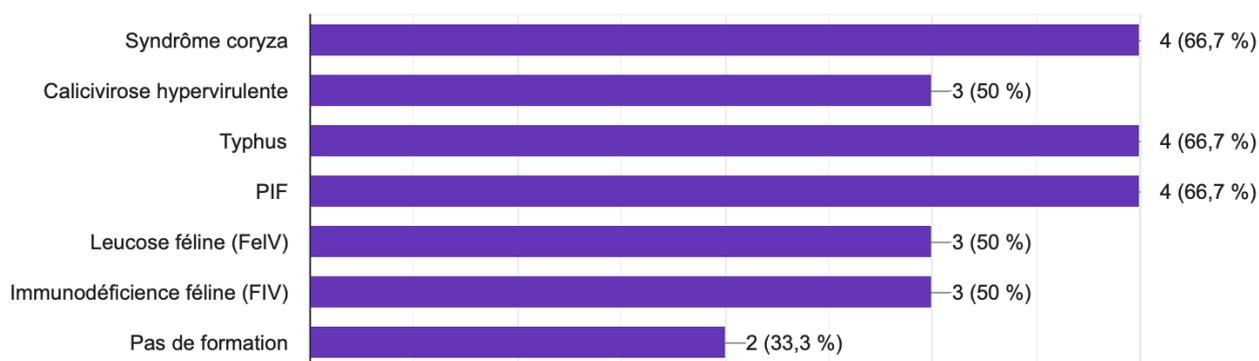
18% (3/17) des refuges ne réalisent en revanche aucune formation.

Dans le cas plus précis des formations sur des maladies virales, elles abordent :

- Le syndrome coryza, le typhus et la PIF dans la majorité des cas
- La calicivirose hypervirulente, la leucose féline et le FIV ensuite

A noter que **64%** (11/17) **des refuges ne possèdent aucune formation** sur l'un de ces thèmes (**Figure 37**).

Figure 37: Graphique représentant le pourcentage de refuge sur 6 recevant une formation pour chaque virus.



Ces formations sont peuvent être dispensées par :

- Un vétérinaire
- L'organisme de la SPA en lui-même
- Un organisme extérieur

Mais certains refuges ne réalisent pas de séances de formations en tant que telle et ne fonde leur formation sur l'expérience terrain en supervision (dans 40% des cas).

Si de telles formations existent, **elles durent en moyenne plus d'une heure (43% pour 6 refuges sur 14 en recevant)**. Dans 21% (3/14) des refuges, elles durent moins de 30 min.

6.4 L'impact des épidémies

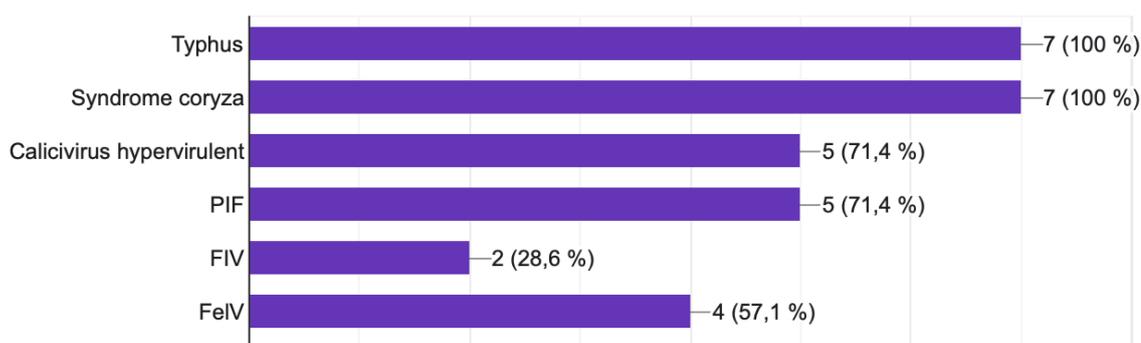
Il s'avère qu'une proportion importante de refuges ont déjà vécu des épidémies **dans les deux dernières années** notamment concernant (**@Figure 38 et Figure 39**) :

- Typhus dans 100% des refuges
- Coryza dans presque 58% (10/17) des refuges
- Calicivirus hypervirulent dans presque 29% (5/17) des refuges

Une épidémie de PIF a été observée dans 29% des cas.

L'isolement d'un chat malade en cage individuelle (en tant qu'infirmierie) est variable suivant les maladies :

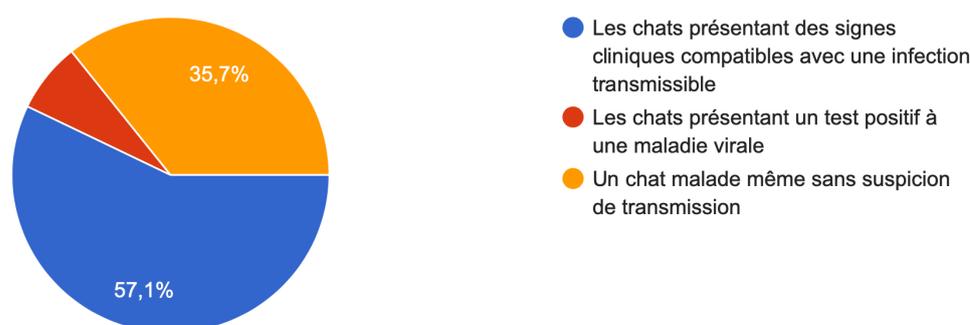
@Figure 38: Graphique représentant le pourcentage de chats isolés pour chaque maladie pour les 7 refuges ayant répondu à la question.



Cela devrait en effet être systématique pour le Typhus et le syndrome Coryza. A noter que ces résultats ne sont pas concordants avec les résultats sur l'utilisation des logements individuels. Cette différence pouvant être imputable à la définition de l'isolement pour les refuges ou des erreurs lors du remplissage du questionnaire.

De même, un chat suspect d'être atteint de calicivirus hypervirulent devrait l'être d'autant plus vite car sa capacité de transmission est d'autant plus grande.

Figure 39: Graphique représentant les critères de choix pour placer un chat en isolement (15 réponses).



L'apparition de signes cliniques doit être suffisante pour placer un animal en infirmerie. Le résultat du test ne doit pas être attendu. Celui-ci n'a vocation qu'à confirmer l'étiologie de la maladie.

Isoler un chat suspect de PIF lui permet d'être à l'écart lors de sa convalescence mais ne permet pas en revanche d'éviter la contamination de l'environnement et des autres chats car l'excrétion du virus a déjà eu lieu.

Isoler un chat FeIV prend sens dans la mesure où il s'agit d'un individu à risque et qu'il transmet également aisément la maladie par simple léchage.

Un chat FIV sociable ne doit être isolé que pour le protéger des autres chats s'ils sont à risque de présenter une infection contre laquelle le système immunitaire du chat FIV pourrait être défaillant.

Les logements individuels sont utilisés de façon aléatoire pour la quarantaine ou l'isolement. Des chats sains peuvent donc se retrouver à proximité de chats malades atteints d'URI par exemple dont la communication à distance par les macro-gouttelettes n'est pas négligeable. De même, la propagation d'un virus se fait de manière bien plus aisée. De plus, le vide sanitaire n'étant pas correctement fait dans presque la totalité des refuges (période trop courte), alterner des cages de quarantaines et d'isolement est d'autant plus à risque.

7. Gestion du stress

Le stress est un enjeu pour les refuges et semble provenir de diverses sources :

- La **collectivité** et notamment la vie avec des congénères (100% des refuges le considère comme une source de stress)
- **L'enfermement** est cité à 23%
- Le bruit (5%)
- **L'arrivée** en refuge avec tous les changements qui lui sont inhérents (23%)
- La manipulation et le transport (5%)

Cependant, ce stress reste peu mesuré (**11% des refuges soit 2 des 17 ayant répondu possèdent des fiches permettant de quantifier le stress**) et son interprétation est donc subjective.

Des grilles de score pour quantifier le stress pourrait être implémentées notamment lors de la surveillance quotidienne. Cela pourrait notamment être fait en début de séjour où le stress est généralement le plus haut.

Le bien-être de chaque chat par un environnement propre et complet reste cependant à surveiller quotidiennement.

Le stress semblant provenir majoritairement du logement en groupe, former des groupes de taille réduite participe encore une fois à une meilleure gestion des maladies virales chez le chat en refuge.

L'environnement par son changement et l'enfermement dans lequel se trouve le chat fait de l'enrichissement un acteur majeur de la prévention des maladies virales chez le chat.

De nombreux refuges permettent aux chats d'entendre ou voir les chiens, ce qui devrait être évité.

Lorsqu'ils sont situés à l'intérieur de leur logement, dans **47%** (8/17) des refuges, les chats peuvent **les voir et les entendre**. Dans **41%** (7/17), les chats peuvent seulement les **entendre**. Dans 7% aucune des possibilités n'est présente au sein du refuge.

Lorsqu'un accès à l'**extérieur** du refuge est présent, alors les chats peuvent **voir et entendre** les chiens dans **65%** (11/17) des refuges, dans **29%** (5/17) ils peuvent seulement les **entendre** et **5% aucun** des deux.

A cette nuisance s'ajoute une **nuisance sonore** présente dans **29%** des refuges par la présence d'électroménager, de nombreux passages, route ou autre à proximité des chats.

Enfin, les changements de logement sont nombreux. 76% (13/17) des refuges en réalisent un à trois par chat. Seulement 11% (2/17) n'en réalise aucun.

Il est à noter qu'aucun refuge en réalise plus de trois.

Or ces changements sont source de stress majeur. Un chat ne devrait donc pas être changé de groupe pendant son refuge sauf bien sûr lors de maladie ou de développement de comportements agonistes envers le groupe pouvant générer du stress aux autres chats. Un chat ajouté à un groupe déjà existant et perturbant l'équilibre de ce groupe ou d'un des chats déjà présents devrait être celui déplacé.

De même, la gestion du stress à l'admission devant être personnalisée, connaître les potentielles solutions qui se sont montrées infructueuses peut permettre de cibler plus rapidement les mesures à mettre en œuvre pour réduire le stress du chat à son admission.

8. La gestion des visiteurs

La marche en avant et le port de protections lors des visites devraient être systématisés.

Seulement 5% des refuges n'autorisent pas les visiteurs à toucher les chats.

De plus, nombreux imposent le respect de la marche en avant mais comme vu précédemment celle-ci n'est que très peu correctement réalisée par les agents eux-mêmes.

Les visiteurs étant autorisés à toucher les chats dans 82% (14/17) des cas, la mise en place de gel hydroalcoolique est primordiale si des combinaisons et autres outils de protection ne peuvent être fournis. Celui-ci est présent à l'entrée de chaque chatterie dans 82% des refuges. 23% (4/17) n'en fournissent pas.

9. Discussion générale

Ces différents résultats ont permis de mettre en lumière plusieurs domaines d'améliorations possibles dans la prévention des maladies virales chez le chat en refuge.

Tout d'abord, il semble fondamental de mieux distinguer les différents espaces. En effet, la quarantaine et l'infirmierie doivent être totalement isolées du reste du refuge. Des séparations claires et matériels doivent donc exister. Des cloisons amovibles peuvent être mises en place si nécessaire. Cela est fondamental dans la mise en place d'une sectorisation et marche en avant fonctionnelles.

Il convient donc au refuge de définir au moins deux espaces clos (quarantaine et infirmierie) avec un nombre de places précis pour la mise en quarantaine et en infirmierie.

Ce nombre doit en effet être connu afin de rendre réalisable la quarantaine. L'admission d'un chat au refuge ne peut se faire sans réalisation d'une quarantaine, un roulement précis doit donc exister afin de pouvoir atteindre les trois semaines recommandées. L'admission par cohorte ou par prise de rendez-vous sont à envisager dans ce cadre.

Le nettoyage et la désinfection sont dans l'ensemble bien réalisés et avec des produits adéquats. C'est le manque de protection du personnel qui rend cette tâche à risque. Les masques sont à systématiser afin de protéger le personnel des produits biocides qui sont dangereux à manipuler. La mise en place de sas (au lieu de pédiluves) avec des changements de tenues doivent être favorisés.

La gestion de ces différents espaces s'avère particulièrement difficile en raison de la surpopulation existante. C'est pourquoi lutter contre celle-ci devrait être un des axes prioritaires. La mise à l'adoption immédiate, la présence de partenariats avec d'autres refuges et les familles d'accueil sont des piliers dans la gestion de cette surpopulation.

Cette surpopulation amène à un autre point essentiel de la prévention des maladies virales chez le chat en refuge. Il s'agit du stress. En effet, une diminution nette du stress peut facilement engendrer une amélioration de la prévention des URI notamment. Ce stress devrait être surveillé quotidiennement. L'enrichissement est la première solution. Un enrichissement complet des logements doit avoir lieu même en logement individuel et si ce logement a pour vocation d'être de court terme.

La technique du spot-cleaning est elle aussi un outil majeur dans la prévention du stress du chat en refuge.

Enfin, cette prévention des maladies virales chez le chat en refuge doit être surveillée et suivie dans le temps. Il est important d'effectuer une surveillance quotidienne et précise afin de prévenir l'apparition d'épidémie. De nombreux indicateurs peuvent être utilisées pour suivre l'évolution des maladies virales au sein du refuge : mortalité, prévalence de chaque maladie, nombre d'épidémie. Cela permet de dresser un bilan précis sur l'efficacité des mesures mises en œuvre pour lutter contre les maladies virales chez le chat en refuge.

Dans la même idée, des protocoles clairs et détaillés en termes de gestion de stress, d'hygiène, de marche en avant ou tout autre domaine en lien avec cette prévention sanitaire devrait être disponibles. Ces fiches d'informations devraient prendre part à la formation du personnel et leur offrir un support pédagogique tout au long de leur travail afin de s'assurer de la bonne réalisation des pratiques de prévention sanitaire. La formation du personnel devrait en effet être bien plus approfondie.

Un point important à noter est également la forte disparité entre les refuges. Il convient donc à chaque responsable et vétérinaire sanitaire du refuge d'adapter les recommandations à leur structure.

10. Difficultés rencontrées

La première difficulté rencontrée a été de trouver des sources fiables sur la situation des refuges français. En effet, peu d'informations concernant la prévalence des maladies virales en refuge sont disponibles.

De plus, les recommandations sur la conduite à tenir en matière de prévention sont majoritairement Nord-Américaines et bien plus abouties qu'en France. La situation des chats abandonnés, le contexte économique particulièrement et les moyens entrepris peuvent être très différents de la situation en France, et donc rendre les recommandations proposées inatteignables. Il était primordial de recentrer et transposer les informations à la situation française pour que les questions fournissent des données exploitables.

Enfin, une difficulté a été le tri des informations afin de synthétiser au maximum le format et le nombre de questions, afin de ne pas décourager les personnes répondant au questionnaire et s'assurer un taux de retour maximum.

Certains résultats ont dû être retirés de certaines questions. Cela a donc nécessité un tri important afin de vérifier la bonne compréhension de la question.

11. Discussion autour de la valeur des résultats

Il est important de relever que cette étude n'a été réalisée qu'auprès de la SPA. Les différents refuges ayant répondu au sondage appartiennent donc à une même entité même s'ils gardent leur indépendance. Cela peut donc limiter la diversité de réponses et ainsi limiter la représentativité à l'échelle nationale.

De plus, des incompréhensions étaient parfois présentes dans le questionnaire avec des réponses aberrantes qui ont donc dû être écartées. Organiser des visites systématiques pour remplir le questionnaire n'était pas envisageable mais cela aurait limité les erreurs.

Il est aussi important de notifier que le suivi par des indicateurs n'est que très peu réalisé en refuge. Les données chiffrées par les responsables sont donc pour la plupart des approximations de ce qu'ils observent. De même, certaines valeurs peuvent fortement varier au cours de l'année (comme le nombre de familles d'accueil) ce qui n'est pas retranscrit dans le questionnaire.

Le choix de réaliser cette diffusion à l'aide de la SPA a également été motivé par le manque de disponibilités de certains refuges et ce partenariat assurait des données à cette « étude ». De plus certaines associations félines ne travaillent qu'avec des familles d'accueil ce qui ne rentrait pas dans le cadre de cette thèse et ont été automatiquement écartées.

Conclusion

A travers cette thèse, il était question d'aborder la prévention des maladies virales chez le chat en refuge. Le but était de comprendre les différents aspects de cette prévention et de proposer des améliorations potentielles au refuges français.

Pour cela, j'ai pu réaliser une étude bibliographique sur l'ensemble des virus présents en refuge. Il a pu être observé que les prévalences étaient très variables suivant le mode de contamination. Les différentes caractéristiques comme la résistance du virus ou son mode de transmission dirigent les différents moyens de prévention sanitaire qui s'en retrouvent très diversifiés.

Par la suite, j'ai également étudié les différentes préconisations de prévention sanitaire en refuge. Plusieurs outils fondamentaux en sont ressortis. Tout d'abord, le respect des règles d'hygiène et notamment de la quarantaine, de l'isolement d'une bonne réalisation du nettoyage et de la désinfection sont prioritaires pour une bonne gestion des maladies chez le chat en refuge. La gestion du stress à travers celle du logement apparait quant à elle aussi déterminante pour la prévention de certaines maladies virales et notamment les URI. Afin de minimiser les risques de transmission de maladie virale, la surpopulation apparait comme le facteur prépondérant et se doit donc d'être évitée au maximum. Cette étude bibliographique a également permis de rendre compte des multiples interactions entre les différents moyens de prévention. Ils se doivent donc d'être construits en interconnexion.

Enfin, j'ai pu réaliser une étude auprès des refuges de la SPA qui a permis d'illustrer les différents aspects de leur prévention sanitaire.

Concernant l'hygiène, les produits utilisés sont corrects et la fréquence l'est également. Mais il est apparu, que la quarantaine, le vide sanitaire et la marche en avant sont des principes mal appliqués.

La surpopulation et la pression des admissions participe grandement à ces difficultés. C'est pourquoi, les familles d'accueil, la mise à l'adoption rapide, l'admission par cohorte sont à envisager pour les refuges.

Le stress semble bien pris en compte au cours du séjour de l'animal (enrichissement complet des logements collectifs par exemple) mais sa gestion peut être améliorée notamment en logement individuel et avec la mise en place du spot-cleaning.

Enfin, il semblerait surtout prioritaire de mieux définir le suivi cette prévention avec des indicateurs clés mais aussi une formation du personnel plus approfondie.

Liste des références bibliographiques

- ADDIE D.D. (2000) Clustering of Feline Coronaviruses in Multicat Households. *The Veterinary Journal* 159(1), 8-9
- ADDIE D.D., TOTH S., REID S., *et al.* (2000a) 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* 146(15), 419-424
- ADDIE D.D., TOTH S., REID S., *et al.* (2000b) 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* 146(15), 419-424
- ADDIE D.D., BOUCRAUT-BARALON C., EGBERINK H., *et al.* (2015) Disinfectant choices in veterinary practices, shelters and households: ABCD guidelines on safe and effective disinfection for feline environments. *Journal of Feline Medicine and Surgery* 17(7), 594-605
- ADDIE D., HOUE L., MAITLAND K., PASSANTINO G., DECARO N. (2020) Effect of cat litters on feline coronavirus infection of cell culture and cats. *Journal of Feline Medicine and Surgery* 22(4), 350-357
- ALCARAZ.C (2009) La Panleucopénie féline : Données actuelles et diagnostic moléculaire. Thèse médecine vétérinaire. École Nationale Vétérinaire de Lyon
- 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'école du chat libre de Toulouse. Thèse de médecine vétérinaire. École Nationale Vétérinaire de Toulouse
- ATTARD E., DUNCAN K., FIRMAGE T., *et al.* (2013) Normes de soins canadiennes pour les animaux des refuges: en accord avec les Recommandations de l'ASV. *InHumanecanada*. [https://humanecanada.ca/wp-content/uploads/2020/03/ASV_Shelter_Standards-French-Cdn_foreword.pdf] (consulté le 20/09/2020).
- AZIZ M., JANECKO S., GUPTA M. (2018) Infectious Disease Prevalence and Factors Associated with Upper Respiratory Infection in Cats Following Relocation. *Animals* 8(6), 91
- BARRS V.R. (2019) Feline Panleukopenia. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice* 49(4), 651-670
- BROADLEY H.M., MCCOBB E.C., SLATER M.R. (2014) Effect of single-cat versus multi-cat home history on perceived behavioral stress in domestic cats (*Felis silvestrus catus*) in an animal shelter. *Journal of Feline Medicine and Surgery* 16(2), 137-143
- COSTES B., VAN DEN BRANDE A., THIRY E., VANDERPLASSCHEN A., (2007) L'Herpèsvirus félin 1, l'agent de la rhinotrachéite virale féline. *Annales de Médecine Vétérinaire* , 151, 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* 45(10), 3239-3244
- DEBORDEAUX C. (2021) Formation SPA. Détergents et désinfectants, comment choisir ? Maisons Alfort, EnvA, Département de la formation continue.
- DEBORDEAUX C. (2021) Les produits biocides et la réglementation en environnement vétérinaire. *Le Nouveau Praticien Vétérinaire Canine-Féline, Hors-série Biosécurité*, 147, 81-89
- 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* 1(2), 205511691562158
- 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* 241(10), 1320-1325
- 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* 11(10), 816-825
- DRECHSLER Y., ALCARAZ A., BOSSONG F.J., COLLISSON E.W., DINIZ P.P.V.P. (2011) Feline Coronavirus in Multicat Environments. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice* 41(6), 1133-1169
- DUBART S. (2021) Record, d'abandons pour l'été 2021: la SPA alerte sur les « animaux objets ». In LADEPECHE.fr. [<https://www.ladepeche.fr/2021/09/07/record-dabandons-pour-lete-2021-la-spa-alerte-sur-les-animaux-objets-9774996.php>] Consulté le 03/02/2022
- DUCHATEAU A. (2019) Mise en place et gestion d'un refuge pour chats: aspects réglementaires et pratiques. Thèse de médecine vétérinaire. École Nationale Vétérinaire de Toulouse
- 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* 87(3-4), 327-339
- ELERAKY N.Z., POTGIETER L.N.D., KENNEDY M.A. (2002) Virucidal Efficacy of Four New Disinfectants. *Journal of the American Animal Hospital Association* 38(3), 231-234
- ELLIS S.L.H., WELLS D.L. (2010) The influence of olfactory stimulation on the behaviour of cats housed in a rescue shelter. *Applied Animal Behaviour Science* 123(1-2), 56-62
- FELTEN S., HARTMANN K. (2019) Diagnosis of Feline Infectious Peritonitis: A Review of the Current Literature. *Viruses* 11(11), 1068

- FINKA L.R., ELLIS S.L., STAVISKY J. (2014) A critically appraised topic (CAT) to compare the effects of single and multi-cat housing on physiological and behavioural measures of stress in domestic cats in confined environments. *BMC Veterinary Research* 10(1), 73
- FONTAINE, E. Formation SPA. Maladies respiratoires félines en refuge. Maisons Alfort, EnvA, Département de la formation continue.
- FONTBONNE A. (2021) Formation SPA. Les grandes règles sanitaires en collectivités canines et félines. Maisons Alfort, EnvA, Département de la formation continue.
- GASKELL R., DAWSON S., RADFORD A., THIRY E. (2007) Feline herpesvirus. *Veterinary research*. 38(2), 337-354
- GASKELL R.M., POVEY R.C., (1982) Transmission of feline viral rhino- tracheitis. *Veterinary Record* 111 (16), 359-362
- GASKELL R.M., WARDLEY R.C. (1978a) Feline viral respiratory disease: a review with particular reference to its epizootiology and control. *Journal of Small Animal Practice* 19(1-12), 1-16
- GASKELL R.M., WARDLEY R.C. (1978b) Feline viral respiratory disease: a review with particular reference to its epizootiology and control. *Journal of Small Animal Practice* 19(1-12), 1-16
- GERBA C.P., KENNEDY D. (2007) Enteric Virus Survival during Household Laundering and Impact of Disinfection with Sodium Hypochlorite. *Applied and Environmental Microbiology* 73(14), 4425-4428
- GOLDKAMP C.E., LEVY J.K., EDINBORO C.H., LACHTARA J.L. (2008) Seroprevalences of feline leukemia virus and feline immunodeficiency virus in cats with abscesses or bite wounds and rate of veterinarian compliance with current guidelines for retrovirus testing. *Journal of the American Veterinary Medical Association* 232(8), 1152-1158
- GOMES-KELLER M.A., GONCZI E., TANDON R., *et al.* (2006) Detection of Feline Leukemia Virus RNA in Saliva from Naturally Infected Cats and Correlation of PCR Results with Those of Current Diagnostic Methods. *Journal of Clinical Microbiology* 44(3), 916-922
- 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* 112(1), 11-21
- GOULLIEUX A.-L. (2019) Maladies infectieuses du chaton en élevage : prise en charge, prévention et réglementation. Thèse de médecine vétérinaire. École Nationale Vétérinaire de Lyon
- GOURKOW N., LAWSON J.H., HAMON S.C., PHILLIPS C.J.C. (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* 54(2), 132-138

- GOURKOW N., FRASER D. (2006) The effect of housing and handling practices on the welfare, behaviour and selection of domestic cats (*Felis silvestris catus*) by adopters in an animal shelter. *Animal Welfare*. 15(4), 371-377
- GOYAL S.M., CHANDER Y., YEZLI S., OTTER J.A. (2014) Evaluating the virucidal efficacy of hydrogen peroxide vapour. *Journal of Hospital Infection* 86(4), 255-259
- HAREL M., GOUJON M. (2014) Contribution à l'étude des refuges félines en France- Etude prospective et synthèse sur les adoptions et les abandons. Thèse de médecine vétérinaire. École nationale vétérinaire d'Alfort
- HARTMANN K., BINDER C., HIRSCHBERGER J., *et al.* (2003) Comparison of Different Tests to Diagnose Feline Infectious Peritonitis. *Journal of Veterinary Internal Medicine*.17(6), 781-790
- 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* 101(3-4), 250-264
- HIRSCH E.N., ANDERSSON M., LOBERG J., LIDFORS L.M. (2021) Development of existing scoring systems to assess behavioural coping in shelter cats. *Applied Animal Behaviour Science* 234, 105208
- HONISCH M., STAMMINGER R., BOCKMÜHL D.P. (2014) Impact of wash cycle time, temperature and detergent formulation on the hygiene effectiveness of domestic laundering. *Journal of Applied Microbiology* 117(6), 1787-1797
- HORZINEK 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* 15(7), 530-539
- HOSIE M.J., ADDIE D., BELÁK S., *et al.* (2009) Feline Immunodeficiency: ABCD Guidelines on Prevention and Management. *Journal of Feline Medicine and Surgery* 11(7), 575-584
- 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* 17(7), 583-587
- HUMANE CANADA Capacity For Care (C4C) Case Studies Final Report (2018) . In *Humanecanada*. [<https://humanecanada.ca/wp-content/uploads/2020/03/Capacity-For-Care-English.pdf>] (consulté le 23/08/2022).
- JACOBSON L.S., JANKE K.J., GIACINTI J., WEESE J.S. (2021) Diagnostic testing for feline panleukopenia in a shelter setting: a prospective, observational study. *Journal of Feline Medicine and Surgery* 23(12), 1192-1199

- JANKE N., BERKE O., FLOCKHART T., BATEMAN S., COE J.B. (2017) Risk factors affecting length of stay of cats in an animal shelter: A case study at the Guelph Humane Society, 2011–2016. *Preventive Veterinary Medicine* 148, 44-48
- HUSSON JC., BOOGAERTS C. (2013) Main Hygiene Principles for cat and dog breeders. Aimargues, Royal Canin. Ed
- HUSSON JC., BOOGAERTS C. (2013) The Shelter Management Guide, Aimargues Royal Canin. Ed
- JIMENEZ L., CHIANG M. (2006) Virucidal activity of a quaternary ammonium compound disinfectant against feline calicivirus: A surrogate for norovirus. *American Journal of Infection Control* 34(5), 269-273
- JOHNSON K.L., CICIRELLI J. (2014) Study of the effect on shelter cat intakes and euthanasia from a shelter neuter return project of 10,080 cats from March 2010 to June 2014. *PeerJ* 2, e646 doi: [10.7717/peerj.646](https://doi.org/10.7717/peerj.646)
- KAMPF G., GROTHEER D., STEINMANN J. (2005) Efficacy of three ethanol-based hand rubs against feline calicivirus, a surrogate virus for norovirus. *Journal of Hospital Infection* 60(2), 144-149
- 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* 6(3), 243-254
- KESSLER R., TURNER D.C. (1999) Effects of density and cage size on stress in domestic cats (*Felis silvestris catus*) housed in animal shelters and boarding catteries. *Animal Welfare* 8(3), 259-267
- KESSLER M.R., TURNER D.C. (1999) Socialization and stress in cats (*Felis silvestris catus*) housed singly and in groups in animal shelters. *Animal Welfare* 8(1), 15-26
- KIPAR A., MELI M.L. (2014) Feline Infectious Peritonitis: Still an Enigma? *Veterinary Pathology* 51(2), 505-526
- KRY K., CASEY R. (2007) The effect of hiding enrichment on stress levels and behaviour of domestic cats (*Felis silvestris catus*) in a shelter setting and the implications for adoption potential. *Animal Welfare*. 16(3), 375-383
- LAGES S.L.S., RAMAKRISHNAN M.A., GOYAL S.M. (2008) In-vivo efficacy of hand sanitisers against feline calicivirus: a surrogate for norovirus. *Journal of Hospital Infection* 68(2), 159-163
- LARA H.H., GARZA-TREVIÑO E.N., IXTEPAN-TURRENT L., SINGH D.K. (2011) Silver nanoparticles are broad-spectrum bactericidal and virucidal compounds. *J Nanobiotechnol* 9(1), 30
- LAWSON M.H., HOSIE M.J. (2001) Follow up of feline immunodeficiency virus-infected cats. *Veterinary Record* 148(14), 449-450

- LEPRÊTRE C. (2009) La vaccination des carnivores domestiques en 2008. Thèse de médecine vétérinaire. Ecole nationale vétérinaire d'Alfort
- LIGIER B. (2012) Contribution à l'élaboration d'un compte rendu type de visite d'élevage canin pour les vétérinaires en exercice. Thèse de médecine vétérinaire. Ecole nationale vétérinaire d'Alfort
- LITSTER A.L. (2014) Transmission of feline immunodeficiency virus (FIV) among cohabiting cats in two cat rescue shelters. *The Veterinary Journal* 201(2), 184-188
- 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* 206(2), 149-153
- LITSTER A., BENJANIRUT C. (2014) Case series of feline panleukopenia virus in an animal shelter. *Journal of Feline Medicine and Surgery* 16(4), 346-353
- LITTLE S., LEVY J., HARTMANN K., *et al.* (2020) 2020 AAEP Feline Retrovirus Testing and Management Guidelines. *Journal of Feline Medicine and Surgery* 22(1), 5-30
- LLORET A. (2009a) Felina leukemia, ABCD guidelines on prevention and management. *Journal of Feline Medicine and Surgery* 11(7), 529-529
- LLORET A. (2009b) Feline infectious peritonitis. ABCD guidelines on prevention and management. *Journal of Feline Medicine and Surgery* 11(7), 529-529
- LLORET A. (2009c) Feline calicivirus infection ABCD guidelines on prevention and management. *Journal of Feline Medicine and Surgery* 11(7), 529-529
- LOAR A.S. (1993) Feline Leukemia Virus. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice* 23(1), 193-211
- MALIK Y., GOYAL S. (2006) Virucidal efficacy of sodium bicarbonate on a food contact surface against feline calicivirus, a norovirus surrogate. *International Journal of Food Microbiology* 109(1-2), 160-163
- MARTÍNEZ-ABAD A., OCIO M.J., LAGARÓN J.M., SÁNCHEZ G. (2013) Evaluation of silver-infused polylactide films for inactivation of Salmonella and feline calicivirus in vitro and on fresh-cut vegetables. *International Journal of Food Microbiology* 162(1), 89-94
- MCCUNE S. (1992) Part 2: Temperament and the welfare of caged cats. Thesis PhD, University of Cambridge-
- MCCUNE, S. (1994) Caged cats: avoiding problems and providing solutions. Newsletter of the Companion Animal Study Group, (7),1-9
- MILLER L. HURLEY K., (2009) *Infectious Disease Management in Animal Shelters*, Ames, Wiley-Blackwell
- MILLER L., ZAWISTOWSKI S. (2012) *Shelter Medicine for Veterinarians and Staff*, 2^e ed. Ames, Wiley-Blacwell

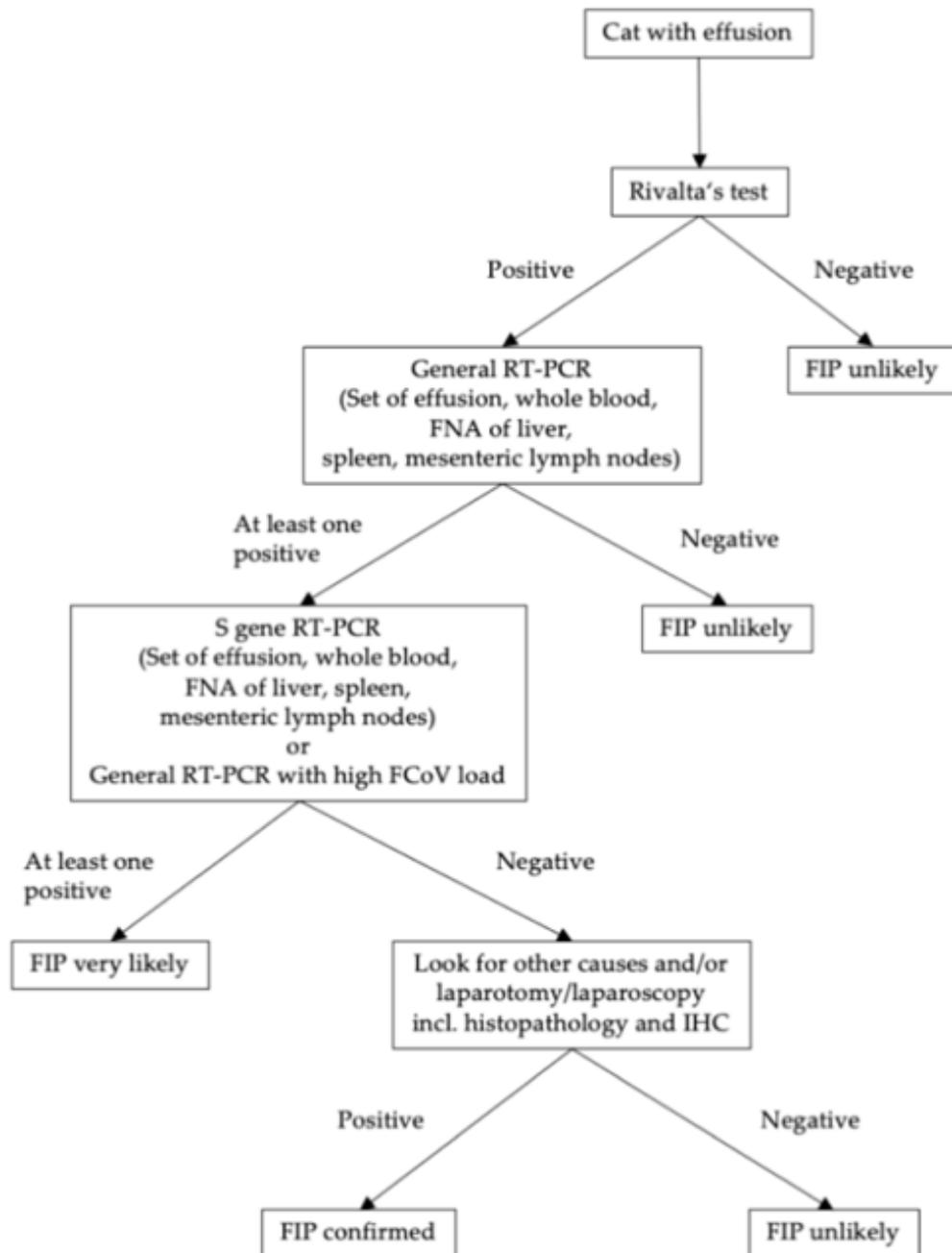
- MÖSTL K., EGBERINK H., ADDIE D., *et al.* (2013) Prevention of infectious diseases in cat shelters: ABCD guidelines. *Journal of Feline Medicine and Surgery* 15(7), 546-554
- MUNRO H.J., BERGHUIS L., LANG A.S., ROGERS L., WHITNEY H. Seroprevalence of feline immunodeficiency virus (FIV) and feline leukemia virus (FeLV) in shelter cats on the island of Newfoundland, Canada. *Canadian Journal of Veterinary Research*. 78(2), 140-144
- NEUERER F.F., HORLACHER K., TRUYEN U., HARTMANN K. (2008) Comparison of different in-house test systems to detect parvovirus in faeces of cats. *Journal of Feline Medicine and Surgery* 10(3), 247-251
- NJAA B.L. (2012) Kirkbride's Diagnosis of Abortion and Neonatal Loss in Animals, 4^e ed. Ames, Wiley-Blackwell
- PARLEMENT EUROPÉEN ET LE CONSEIL DE L'UNION EUROPÉENNE (2012) Règlement (UE) no 528/2012 du Parlement européen et du Conseil du 22 mai 2012 concernant la mise à disposition sur le marché et l'utilisation des produits biocides. *In Journal officiel de l'Union Européenne*. <https://eur-lex.europa.eu/legal-content/FR/TXT/PDF/?uri=CELEX:32012R0528> (consulté le 29/08/2022).
- PARK G.W., BARCLAY L., MACINGA D., *et al.* (2010) Comparative Efficacy of Seven Hand Sanitizers against Murine Norovirus, Feline Calicivirus, and GII.4 Norovirus†. *Journal of Food Protection* 73(12), 2232-2238
- PARK E., LEE C., BISESI M., LEE J. (2014) Efficiency of peracetic acid in inactivating bacteria, viruses, and spores in water determined with ATP bioluminescence, quantitative PCR, and culture-based methods. *Journal of Water and Health* 12(1), 13-23
- PARK S.Y., KIM A.-N., LEE K.-H., HA S.-D. (2015) Ultraviolet-C efficacy against a norovirus surrogate and hepatitis A virus on a stainless steel surface. *International Journal of Food Microbiology* 211, 73-78
- PARRISH C.R. (1995) Pathogenesis of feline panleukopenia virus and canine parvovirus. *In Viruses as Agents of Haematological Disease, Baillière's Clinical Haematology*. London, Baillière Tindall
- PEDERSEN N. (1991) Feline Husbandry Diseases and Management in the Multiple Cat Environment. Goleta, American Veterinary Publications
- PEDERSEN N.C., SATO R., FOLEY J.E., POLAND A.M. (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* 6(2), 83-88
- PEDERSEN N.C. (2009) A review of feline infectious peritonitis virus infection: 1963–2008. *Journal of Feline Medicine and Surgery* 11(4), 225-258
- PEDERSEN N.C. (2014) An update on feline infectious peritonitis: Diagnostics and therapeutics. *The Veterinary Journal* 201(2), 133-141

- PESAVENTO P.A., MURPHY B.G. (2014) Common and Emerging Infectious Diseases in the Animal Shelter. *Veterinary Pathology* 51(2), 478-491
- 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* 8(1), 1-5
- 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* 253(2), 188-195
- PROTOPOPOVA A., GUNTER L. (2017) Adoption and relinquishment interventions at the animal shelter: a review. *Animal welfare* 26(1), 35-48
- RACT-MADOUX P.B. (2017) Répartition spatiale et regroupements chez le chat. *In Ava refuge*. [http://avarefuge.fr/wp-content/uploads/2017/02/Revue_scientifique_octobre_2011.pdf] (consulté le 03/10/2020).
- REYNOLDS B. (2011) Herpès viroses du chat. *Bulletin de l'Académie Vétérinaire de France* 164(4), 327-330
- RIEMER F., KUEHNER K.A., RITZ S., SAUTER-LOUIS C., HARTMANN K. (2016) Clinical and laboratory features of cats with feline infectious peritonitis – a retrospective study of 231 confirmed cases (2000–2010). *Journal of Feline Medicine and Surgery* 18(4), 348-356
- 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* 1(3), 181-191
- SHELTER MEDECINE (2015) Instructions for Spot Cleaning Cat Cages. *In Uwsheltermedecine*. [https://smsharedlibrary-assets.s3.amazonaws.com/system/library/resource_files/data/78/original/Instructions_for_Spot_Cleaning_Cat_Cages_2015_ck.pdf?1435351372] (consulté le 14/12/2021).
- SHELTER MEDECINE (2015), Calculating Shelter Capacity. *In Sheltermedecine*. <https://www.sheltermedecine.com/library/resources/?r=calculating-shelter-capacity> (consulté le 22/08/22)
- SHELTER MEDECINE (2020) Cat Housing for Animal Shelter *In Sheltermedecine*, <https://www.sheltermedecine.com/library/cat-housing-for-animal-shelters/> (consulté le 18/09/2022)
- SPINDEL M., MAKOLINSKI K. (2008) Shelter Med Resources & Protocols. *In ASPCA sheltermedecineresources*. [https://apnm.org/wp-content/uploads/2016/11/shelter_medicine_resources.pdf] (consulté le 10/10/2021).
- SPIRI A.M., MELI M.L., RIOND B., *et al.* (2019) Environmental Contamination and Hygienic Measures After Feline Calicivirus Field Strain Infections of Cats in a Research Facility. *Viruses* 11(10), 958

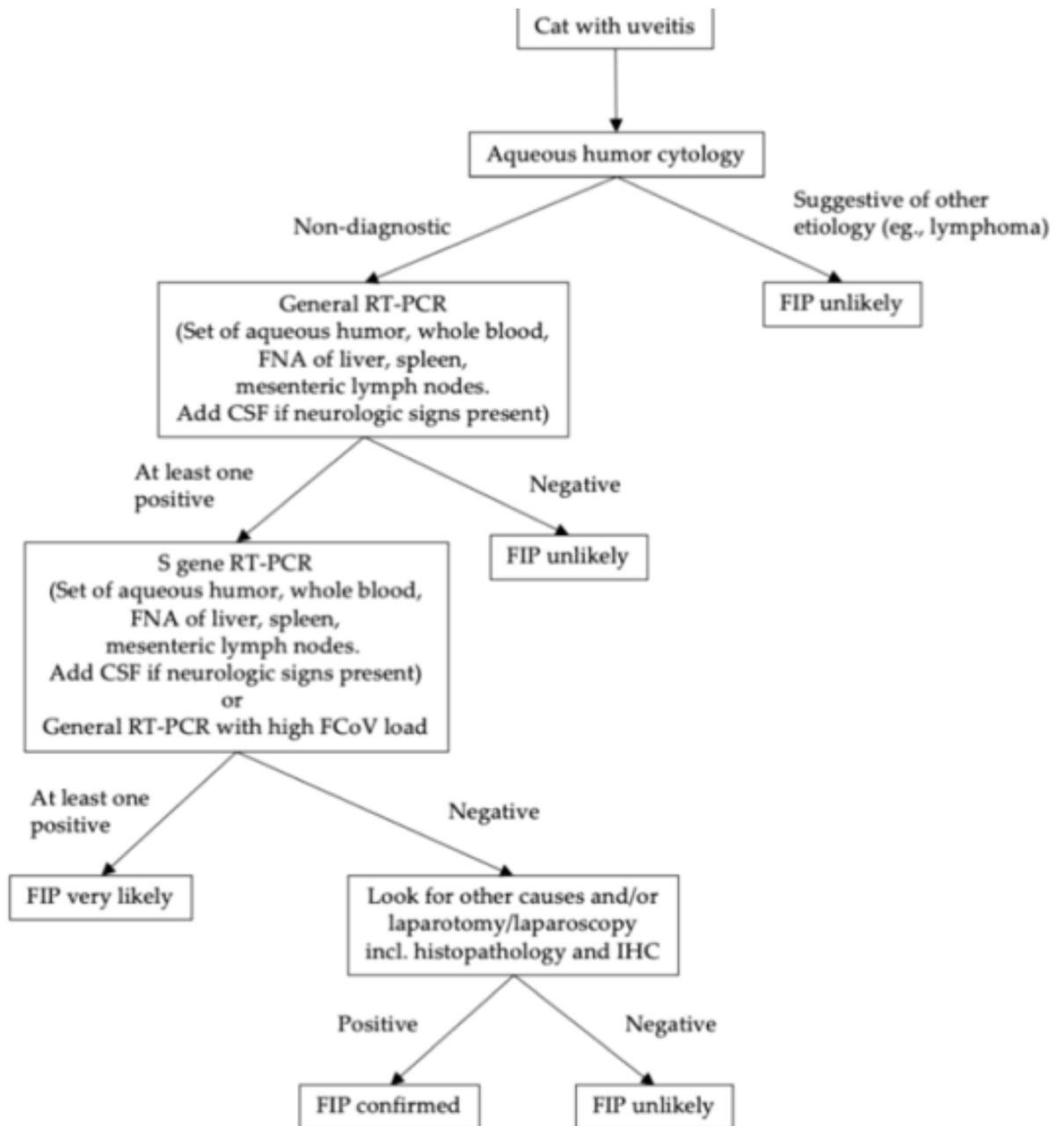
- STENERODEN K.K., HILL A.E., SALMAN M.D. (2011) A needs-assessment and demographic survey of infection-control and disease awareness in western US animal shelters. *Preventive Veterinary Medicine* 98(1), 52-57
- STEVENIN C., (2009) Etude d'une serie d'infections nosocomiales par une souche hypervirulente de calicivirus felin. Thèse de médecine vétérinaire. École Nationale Vétérinaire de Toulouse
- 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* 11(11), 993
- STUETZER B., HARTMANN K. (2014) Feline parvovirus infection and associated diseases. *The Veterinary Journal* 201(2), 150-155
- FOLEY J.E. (2012) Prevention and management of infectious diseases in Multiple-Cat Environments. In Greene C.E. (Ed.) *Infectious Diseases of the Dog and Cat*, 4^e ed. St Louis, Elsevier, pp 1130-1140
- TASKER S. (2018) Diagnosis of feline infectious peritonitis: Update on evidence supporting available tests. *Journal of Feline Medicine and Surgery* 20(3), 228-243
- TRUYEN U., ADDIE D., BELÁK S., *et al.* (2009) Feline Panleukopenia: ABCD Guidelines on Prevention and Management. *Journal of Feline Medicine and Surgery* 11(7), 538-546
- TUZIO H., (2009) Feline panleukopenia. In *Infectious disease management in animal shelters*, Ames, Wiley-Blackwell-
- VAN DER LEIJ W.J.R., SELMAN L.D.A.M., VERNOOIJ J.C.M., VINKE C.M. (2019) The effect of a hiding box on stress levels and body weight in Dutch shelter cats; a randomized controlled trial. *PLoS One* 14(10), e0223492
- WAGNER D.C., KASS P.H., HURLEY K.F. (2018) Cage size, movement in and out of housing during daily care, and other environmental and population health risk factors for feline upper respiratory disease in nine North American animal shelters. *PLoS One* 13(1), e0190140
- 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* 20(7), 635-642
- WALTER J., FOLEY P., YASON C., VANDERSTICHEL R., MUCKLE A. (2020) Prevalence of feline herpesvirus-1, feline calicivirus, Chlamydia felis, and Bordetella bronchiseptica in a population of shelter cats on Prince Edward Island. *The Canadian Journal of Veterinary Research* 84(3), 181-188
- ZICOLA A., SAEGERMAN C., QUATPERS D., VIANDIER J., THIRY E. (2009) Feline herpesvirus 1 and feline calicivirus infections in a heterogeneous cat population of a rescue shelter. *Journal of Feline Medicine and Surgery* 11(12), 1023-1027

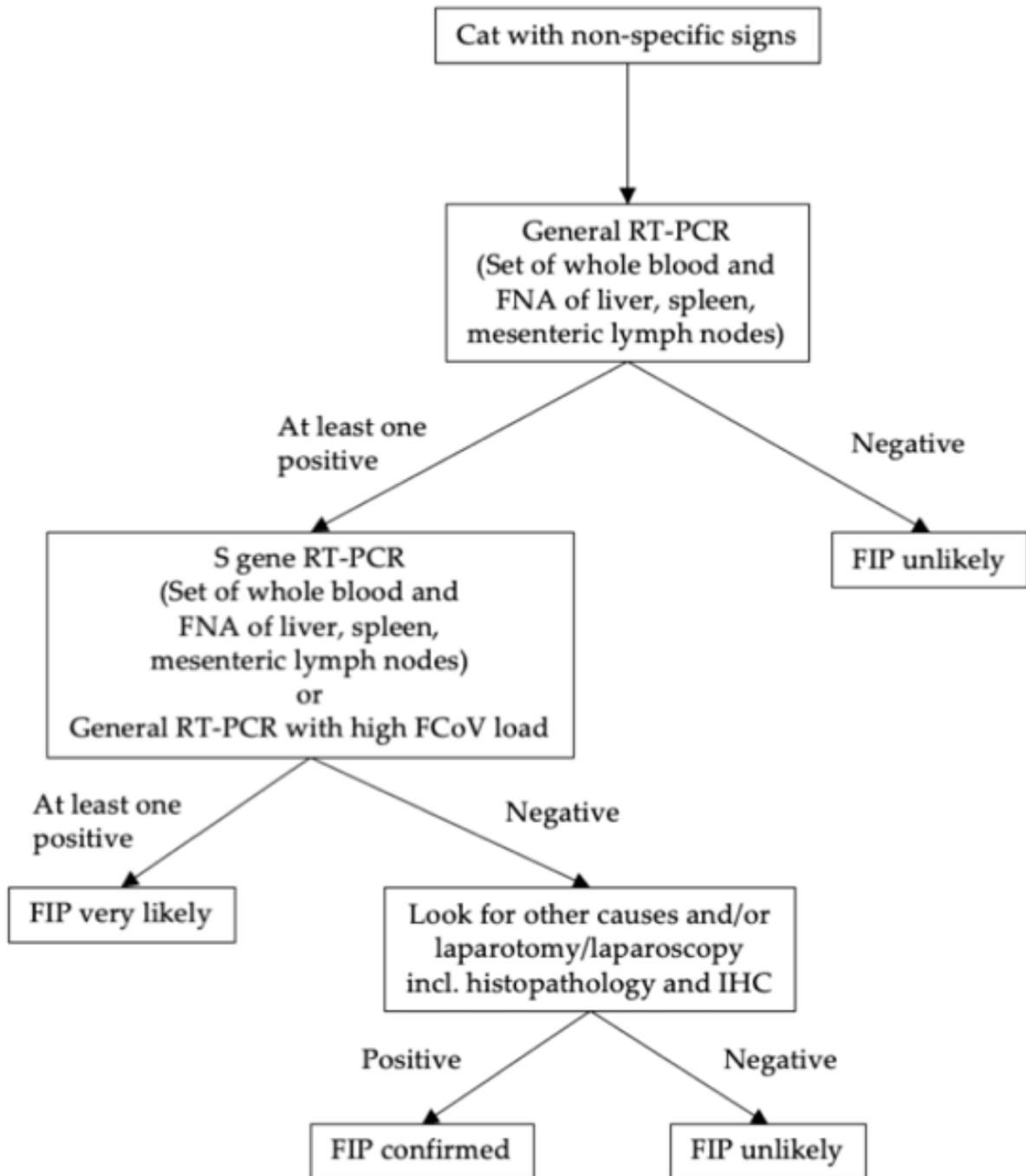
Annexe 1

Arbre dichotomique du diagnostic de la PIF chez le chat (Felten et Hartmann, 2019)









Annexe 2

Tableau récapitulatif des différents désinfectants et leurs caractéristiques (Addie *et al.*, 2015)

Table 2 Summary of disinfectants and their potential for use in the feline environment (continued from page 601)			
Disinfectant	Concentration/dilution	Uses	Comments
Isopropanol	40–60% concentration for 1 min	Used along with ethanol in rubbing alcohol/ surgical spirit and in hand sanitisers	Less effective than ethanol against FCV ⁷³
Hydrogen peroxide		Initial flush for wounds for its effervescent action and oxygenation, which retards anaerobes	Do not use in closed wounds (risk of air embolism)
Sodium bicarbonate	5% for 1 min is effective against FCV ⁴²	Can be used on hands, and food surfaces and containers	Cheap and safe, but not effective against some bacteria, ³⁰ so not recommended
Acetic acid (household vinegar)	Undiluted vinegar (pH 2.58) (2.5% and 5% acetic acid) for 1 min at room temperature will reduce <i>Salmonella typhimurium</i> , and at a starting temperature of 55°C for 10 mins will reduce <i>Listeria monocytogenes</i> ³⁰	Food surfaces and containers	No information about activity against viruses/parasites. Unlikely to be used in practice due to odour
Citric acid	5% citric acid solution for 10 mins	Food surfaces and containers	Reduces <i>L. monocytogenes</i> after 10 mins at an initial temperature of 55°C. ³⁰ Efficacy against other pathogens unknown
Chlorhexidine	0.5% in water, saline, lactated Ringer's solution or alcohol ⁹	Preoperative skin scrub and hand wash. Gives up to 2 days' antiseptic protection of skin after a single application ³	Does not inactivate FCV ²⁷ or dermatophytes (though works with miconazole). Should never be used in the ear (ototoxic) ²⁴ or eye ³ Skin irritant at ≥4% concentration ³
Iodine/Iodophors	1–10% solution applied topically	Preoperative patient/surgeon skin scrub. 1:50 dilution of povidone-iodine for ocular preoperative surface disinfection. Hand rub	Can be skin irritant. Iodine surgical scrub has proven effective in killing MRSA. ³⁸ Synergistic effect when used with alcohol
Potassium peroxymonosulfate		Cleaning surfaces and instruments. Foot baths	Bactericidal and virucidal, even against parvovirus (10 mins exposure). ⁹ Good activity in presence of organic material. Can even be used on carpets. However, can corrode surfaces. Proven efficacy against FCV ^{19,31}
Quaternary ammonium compounds (eg, benzalkonium chloride)	0.001–1%	Used as soap and antiseptic. Have unusual ability to kill <i>Giardia</i> cysts at 4°C and room temperature	Algicidal, fungicidal, bactericidal and virucidal against some enveloped viruses. Do not reliably inactivate FCV, herpesvirus and parvovirus. Harbour opportunistic bacteria (eg, <i>Serratia</i> species). ^{3,24} Inactivated by organic materials, soap and hard water. Concern about widespread use leading to antibiotic resistance, ⁴¹ so not recommended , except possibly where there is <i>Giardia</i> infection
Phenol-based; eg, hexachlorophene, essential oil of tea tree or clove (eugenol)			Not recommended around cats: toxic and caustic
Ultraviolet-C radiation	Fluence ≥30 mJ/cm ²	For reducing bacterial contamination in whole rooms	FCV is more resistant than parvovirus to UV-C. ¹⁹ Effective against enterococci and <i>C. difficile</i> but not <i>Acinetobacter</i> . ²³ Decreased efficacy in presence of organic material ¹⁹
Silver compounds		Impregnated wound dressings	Safe antimicrobial but at present in cats has only been used in wound dressings

This table lists disinfectants used in veterinary practices, catteries, shelters and around the home, showing the most notoriously difficult to eradicate pathogens as sentinels for efficacy
 *For a detailed examination of the uses of bleach, see table 93-1 in Greene *et al.*⁹ FCV = feline calicivirus

Table 2 Summary of disinfectants and their potential for use in the feline environment (continued on page 602)

Disinfectant	Concentration/dilution	Uses	Comments
Heat and steam	Recommended temperature–pressure–exposure time to produce sterilisation with an autoclave is 121°C at 15 psi for 15 mins or 126°C at 20 psi for 10 mins. Prions require a heat of 130°C for 30–60 mins to inactivate. ⁹ For washing machines/dishwashers, a 30 min cycle at 60°C is required	Instruments, floors, work surfaces, dishes, bedding	The most effective, safe and broad spectrum of disinfection methods. Moist heat (steam) is the most effective for eliminating protozoal oocysts such as <i>Toxoplasma</i> and <i>Isospora</i> . In outbreaks of enteric infections, cardboard litter trays, which can be incinerated, can be used
Sodium hypochlorite (bleach)	5–6% bleach diluted at 1:32 or less, depending on use*	Water decontamination, cleaning surfaces, food utensils, litter trays, floors, laundry, instruments and foot baths*	The best all-round chemical disinfectant. Inactivated by organic debris. One of the few chemicals that will inactivate parvovirus and kill clostridial spores. Loses activity if stored for a long time. ⁹ Caution: can release toxic chlorine gas
Alcohol		Hand rubs are more likely to be used than hand washes ³ and reduce bacterial and viral titres more effectively	Contamination of alcohol-based solutions has rarely been reported. ²⁴ Ineffective against parvovirus ²⁶
Ethanol	70–90% concentration for 1 min – the higher the concentration, the more effective. At least 90% concentration required for MRSA control ³⁸	Used along with isopropanol in rubbing alcohol/surgical spirit and in hand sanitisers	More effective against FCV than isopropanol, ^{7,3} but poor activity against all non-enveloped viruses. ²⁵ No sporicidal activity

Annexe 3

Les virus présents en refuges et leurs caractéristiques (Horzinek *et al.*, 2013)

Table 1 Virus transmission and shedding

Infection	Survival outside host	Virus shedding	Mode of transmission	Prevention of infection
FCV	Up to 1 month ²⁰	Continuous	Direct contact (sneezed droplets) and indirect transmission	Vaccination; excellent hygiene; sneeze barriers
FHV-1	12–18 h	Intermittent, lasts 7–14 days	Direct contact (sneezed droplets)	Vaccination reduces the risk of clinical signs, but not infection; stress reduction is essential
FeLV	Minutes	Continuous	Direct contact essential – especially via saliva, faeces; transplacental and via milk rare	Test all cats before mixing them; vaccination may be considered
FIV	Minutes	Continuous*	Direct contact essential – mainly biting; transplacental rare	Test all cats before mixing them
FCoV/FIP	Up to 7 weeks ²⁴	Can be intermittent	Mainly via faecal–oral route; indirect, through cat litter, shared litter trays, poop scoops; not transplacental	Excellent hygiene, especially faeces
FPV	Up to 1 year	Usually only 24–48 h, but can be up to 6 weeks	Faecal–oral route, indirect, transplacental	Vaccination is highly recommended for all cats; excellent hygiene and disinfection
Rabies	Minutes	Continuous for a few days (just before and during period of clinical signs)	Biting	Vaccination is very effective.

*Virus load is very low during the long asymptomatic phase

Annexe 4

Lien du questionnaire envoyé aux responsables de refuges

https://docs.google.com/forms/d/e/1FAIpQLScUpLO_ZIAGGaEBjoCNim8R5lYe81TPhnVzKwmaY1512JmQgg/viewform?usp=sf_link

Lien du questionnaire envoyé aux vétérinaires sanitaires

https://docs.google.com/forms/d/e/1FAIpQLSdQGIZC8JWYtP6WfnygkONFMSIZ4xTeDURaxGP4QNC4_iZaOw/viewform?usp=sf_link

Annexe 5

Extrait de l'arrêté du 3 Avril 2014 fixant les règles sanitaires et de protection animale auxquelles doivent satisfaire les activités liées aux animaux de compagnie d'espèces domestiques relevant de l'article L. 214-6-1, 214-6-2 et L.214-6-3 du code rural et de la pêche maritime

- Pour le responsable de refuge Article L214-6:

« Ne peuvent s'exercer que si au moins une personne, en contact direct avec les animaux, possède un certificat de capacité attestant de ses connaissances relatives aux besoins biologiques, physiologiques, comportementaux et à l'entretien des animaux de compagnie. Ce certificat est délivré par l'autorité administrative, qui statue au vu des connaissances ou de la formation, et notamment des diplômes ou de l'expérience professionnelle d'au moins trois ans des postulants. »

- Concernant les matériaux des logements, Annexe 1, Chapitre I, 3.I et 3.II :

« Dans les logements des animaux, le sol, les murs et autres surfaces en contact avec les animaux sont en matériaux résistants, étanches, imputrescibles, non toxiques et facilement lavables et désinfectables. »

« Le sol est non glissant, non abrasif, uniforme et peut supporter les chocs et le déplacement de tout équipement mobile ; sa conception permet un nettoyage facile et, l'évacuation efficace des eaux de lavage par tout système approprié. »

- Concernant la taille des logements, Annexe 1, Chapitre II, 1 :

« L'espace minimal requis pour l'hébergement des chats est de 2 m² par chat. Tout ou partie de cet espace l'hébergement est abrité des intempéries et du soleil. »

3La surface des plates-formes permettant le couchage est comptabilisée dans les 2 m² par chat. »

LA PRÉVENTION SANITAIRE DES MALADIES VIRALES CHEZ LE CHAT EN REFUGE

AUTEUR : Luna Berlemont

RÉSUMÉ :

La prévention des maladies virales chez le chat en refuge est particulièrement importante par leur prévalence qui peut parfois atteindre 100% comme pour le syndrome coryza (Calici et Herpès virus). Cette prévention revêt différents aspects qui se retrouvent liés entre eux mais également avec les spécificités des différents virus étudiés (Typhus, Felv, FIV, PIF, Calici et Herpès virus).

D'une part l'hygiène est un facteur prépondérant à la limitation de la diffusion de ces maladies au sein du refuge. Ensuite, la gestion des admissions apparaît fondamentale pour limiter l'introduction de pathogènes. Le stress est également un facteur majeur dans la transmission des maladies virales même s'il est parfois jugé secondaire.

Un questionnaire rédigé en s'appuyant sur la littérature et diffusé auprès des responsables de refuges de la SPA a permis de faire un bilan des pratiques actuelles en termes de prévention sanitaire. Cette étude s'est déroulée entre Janvier 2021 et Juin 2022 avec un délai de deux mois et demi pour la réception des réponses au questionnaire. L'objectif de l'étude était alors d'en retirer des améliorations potentielles à cette prévention des maladies virales chez le chat en refuge. Il s'avère que la forte pression des admissions est un frein majeur à la mise en application des pratiques de prévention sanitaire. La gestion de la quarantaine et de l'infirmerie en est le meilleur exemple. L'enrichissement se doit d'être amélioré notamment en logement individuel afin de limiter l'impact du stress encore trop présent. La surveillance de l'apparition d'une maladie virale au sein du refuge devrait être d'avantage formalisée à l'aide d'indicateurs. Le personnel, acteur clé de cette prévention se doit d'être parfaitement formé afin d'appliquer les bonnes pratiques d'hygiène.

MOTS CLÉS :

PREVENTION, SANITAIRE, CHAT, REFUGE, FELIN, VIRUS, VIRAL, MALADIE VIRALE, PREVENTION DES MALADIES, CARNIVORE DOMESTIQUE

JURY :

Présidente : Pr Christelle Maurey-Guéneac

Directeur de thèse : Pr Alain Fontbonne

Examinatrice : Pr Sophie Le Poder

SANITARY PREVENTION OF VIRAL CAT'S DISEASE IN SHELTERS

AUTHOR: Luna BERLEMONT

SUMMARY:

The prevention of viral cat's disease in shelters is particularly important because of their prevalence, which can sometimes reach at 100%, as for the Coryza C syndrome (Calicivirus and Herpesvirus).

This prevention takes on different aspects which are interrelated but also connected with the specificities of the different viruses studied (Parvovirus, Feline Leukemia virus, Feline Immunodeficiency virus, Feline Enteric coronavirus, Calicivirus and Herpesvirus).

On the one hand, hygiene is a major factor in limiting the spread of these diseases within the shelter. Then, the management of admissions appears fundamental to limit the introduction of pathogens. Stress is also a major factor in the transmission of viral diseases even if it is sometimes considered secondary.

A survey based on the literature and distributed to the managers of SPA shelters made it possible to know the current practices in terms of sanitary prevention. This study took place between January 2021 and June 2022 with a period of two and a half months for the receipt of the answers to the questionnaire.

The objective of the study was then to put forward potential improvements in this prevention of viral diseases in cats in shelters. It turns out that the strong pressure of admissions is a major obstacle to the implementation of sanitary prevention practices. Quarantine and infirmary management are the best example. Enrichment must be improved, particularly in individual housing, in order to limit the impact of the stress that is still too present. Monitoring of the emerging of a viral disease within the shelter should be more formalized using indicators. The staff, a key player in this prevention, must be fully trained in order to apply good hygiene practices.

KEYWORDS:

PREVENTION, SANITARY, CAT, REFUGE, FELINE, VIRUS, VIRAL, VIRAL DISEASE, DISEASE PREVENTION, DOMESTIC CARNIVORE

JURY:

Chairperson: Pr Christelle Maurey-Guéneac

Thesis Director: Pr Alain Fontbonne

Reviewer: Pr Sophie Le Poder