



HAL
open science

Causes de mortalité infectieuses néonatale et pédiatrique du chaton : prévalence et clinique ante-mortem

Myrcée Bonne

► **To cite this version:**

Myrcée Bonne. Causes de mortalité infectieuses néonatale et pédiatrique du chaton : prévalence et clinique ante-mortem. Médecine vétérinaire et santé animale. 2022. dumas-03771963

HAL Id: dumas-03771963

<https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-03771963v1>

Submitted on 12 Sep 2022

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.

ANNEE 2022 THESE : 2022– TOU 3 – 4012

CAUSES DE MORTALITÉ INFECTIEUSES NEONATALE ET PEDIATRIQUE DU CHATON : PRÉVALENCE ET CLINIQUE ANTE-MORTEM

THESE

pour obtenir le titre de
DOCTEUR VETERINAIRE

DIPLOME D'ETAT

*présentée et soutenue publiquement
devant l'Université Paul-Sabatier de Toulouse*

par

BONNE Myrcée

Directrice de thèse : Mme Sylvie CHASTANT

JURY

PRESIDENT :

M. Stéphane BERTAGNOLI

Professeur à l'École Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

ASSESEURS :

Mme Sylvie CHASTANT

Professeure à l'École Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

Mme Rachel LAVOUE

Maître de Conférences à l'École Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

MEMBRES INVITES :

Mme Corine BOUCRAUT

Docteure Vétérinaire, Directrice Générale du Laboratoire SCANELIS de
COLOMIERS

M. Aurélien GRELLET

Docteur Vétérinaire, Directeur du CHUVAC de l'École Nationale
Vétérinaire de TOULOUSE

Ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation

ECOLE NATIONALE VETERINAIRE DE TOULOUSE

Liste des directeurs/assesseurs de thèse de doctorat vétérinaire

Directeur : Professeur Pierre SANS

PROFESSEURS CLASSE EXCEPTIONNELLE

- M. **BERTAGNOLI Stéphane**, *Pathologie infectieuse*
- M. **BOUSQUET-MELOU Alain**, *Pharmacologie, thérapeutique*
- M. **BRUGERE Hubert**, *Hygiène et industrie des aliments d'origine animale*
- Mme **CHASTANT-MAILLARD Sylvie**, *Pathologie de la reproduction*
- M. **CONCORDET Didier**, *Mathématiques, statistiques, modélisation*
- M. **DELVERDIER Maxence**, *Anatomie pathologique*
- M. **ENJALBERT Francis**, *Alimentation*
- Mme **GAYRARD-TROY Véronique**, *Physiologie de la reproduction, endocrinologie*
- Mme **HAGEN-PICARD Nicole**, *Pathologie de la reproduction*
- M. **MEYER Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- M. **SHELCHER François**, *Pathologie médicale du bétail et des animaux de basse-cour*
- Mme **TRUMEL Catherine**, *Biologie médicale animale et comparée*

PROFESSEURS 1^{ère} CLASSE

- M. **BAILLY Jean-Denis**, *Hygiène et industrie des aliments*
- Mme **BOURGES-ABELLA Nathalie**, *Histologie, anatomie pathologique*
- Mme **CADIERGUES Marie-Christine**, *Dermatologie vétérinaire*
- M. **DUCOS Alain**, *Zootecnie*
- A. **FOUCRAS Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- A. **GUERIN Jean-Luc**, *Aviculture et pathologie aviaire*
- A. **JACQUIET Philippe**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
- Mme **LACROUX Caroline**, *Anatomie pathologique, animaux d'élevage*
- Mme **LETRON-RAYMOND Isabelle**, *Anatomie pathologique*
- M. **LEFEBVRE Hervé**, *Physiologie et thérapeutique*
- M. **MAILLARD Renaud**, *Pathologie des ruminants*

PROFESSEURS 2^{ème} CLASSE

- Mme **BOULLIER Séverine**, *Immunologie générale et médicale*
- M. **CORBIERE Fabien**, *Pathologie des ruminants*
- Mme **DIQUELOU Armelle**, *Pathologie médicale des équidés et des carnivores*
- M. **GUERRE Philippe**, *Pharmacie et toxicologie*
- Mme **MEYNADIER Annabelle**, *Alimentation animale*
- M. **MOGICATO Giovanni**, *Anatomie, imagerie médicale*
- Mme **PAUL Mathilde**, *Epidémiologie, gestion de la santé des élevages avicoles*
- M. **RABOISSON Didier**, *Médecine de population et économie de la santé animale*

MAITRES DE CONFERENCES HORS CLASSE

- M. **BERGONIER Dominique**, *Pathologie de la reproduction*
Mme **BIBBAL Delphine**, *Hygiène et industrie des denrées alimentaires d'origine animale*
Mme **CAMUS Christelle**, *Biologie cellulaire et moléculaire*
M. **JAEG Jean-Philippe**, *Pharmacie et toxicologie*
M. **LYAZRHI Faouzi**, *Statistiques biologiques et mathématiques*
M. **MATHON Didier**, *Pathologie chirurgicale*
Mme **PALIERNE Sophie**, *Chirurgie des animaux de compagnie*
Mme **PRIYMENKO Nathalie**, *Alimentation*
M. **VOLMER Romain**, *Microbiologie et infectiologie*

MAITRES DE CONFERENCES CLASSE NORMALE

- M. **ASIMUS Erik**, *Pathologie chirurgicale*
Mme **BRET Lydie**, *Physique et chimie biologiques et médicales*
Mme **BOUHSIRA Emilie**, *Parasitologie, maladies parasitaires*
M. **CARTIAUX Benjamin**, *Anatomie, imagerie médicale*
M. **CONCHOU Fabrice**, *Imagerie médicale*
Mme **DANIELS Hélène**, *Immunologie, bactériologie, pathologie infectieuse*
Mme **DAVID Laure**, *Hygiène et industrie des aliments*
M. **DIDIMO IMAZAKI Pedro**, *Hygiène et industrie des aliments*
M. **DOUET Jean-Yves**, *Ophthalmologie vétérinaire et comparée*
Mme **FERRAN Aude**, *Physiologie*
Mme **GRANAT Fanny**, *Biologie médicale animale*
Mme **JOURDAN Géraldine**, *Anesthésie, analgésie*
M. **JOUSSERAND Nicolas**, *Médecine interne des animaux de compagnie*
Mme **LALLEMAND Elodie**, *Chirurgie des équidés*
Mme **LAVOUE Rachel**, *Médecine Interne*
M. **LE LOC'H Guillaume**, *Médecine zoologique et santé de la faune sauvage*
M. **LIENARD Emmanuel**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
Mme **MEYNAUD-COLLARD Patricia**, *Pathologie chirurgicale*
Mme **MILA Hanna**, *Elevage des carnivores domestiques*
M. **NOUVEL Laurent**, *Pathologie de la reproduction*
M. **VERGNE Timothée**, *Santé publique vétérinaire, maladies animales réglementées*
Mme **WASET-SZKUTA Agnès**, *Production et pathologie porcine*

INGENIEURS DE RECHERCHE

- M. **AUMANN Marcel**, *Urgences, soins intensifs*
M. **AUVRAY Frédéric**, *Santé digestive, pathogénie et commensalisme des entérobactéries*
M. **CASSARD Hervé**, *Pathologie des ruminants*
M. **CROVILLE Guillaume**, *Virologie et génomique cliniques*
Mme **DEBREUQUE Maud**, *Médecine interne des animaux de compagnie*
Mme **DIDIER Caroline**, *Anesthésie, analgésie*
Mme **DUPOUY GUIRAUTE Véronique**, *Innovations thérapeutiques et résistances*
Mme **GAILLARD Elodie**, *Urgences, soins intensifs*
Mme **GEFFRE Anne**, *Biologie médicale animale et comparée*
Mme **GRISEZ Christelle**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
Mme **JEUNESSE Elisabeth**, *Bonnes pratiques de laboratoire*
Mme **PRESSANTI Charline**, *Dermatologie vétérinaire*
M. **RAMON PORTUGAL Félipe**, *Innovations thérapeutiques et résistances*
M. **REYNOLDS Brice**, *Médecine interne des animaux de compagnie*
Mme **ROUCH BUCK Pétra**, *Médecine préventive*

REMERCIEMENTS

A Monsieur le Professeur Stéphane BERTAGNOLI,

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse,

Pathologies infectieuses,

Qui m'a fait l'honneur d'accepter la présidence de ce jury de thèse,
Hommage respectueux.

A Madame le Professeur Sylvie CHASTANT,

Professeure à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse,

Reproduction,

Qui m'a fait l'honneur de diriger cette thèse,
Pour sa disponibilité et son aide précieuse,
Pour son enthousiasme et sa bienveillance,
Profonde gratitude.

A Madame Rachel LAVOUÉ,

Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse,

Médecine interne,

Qui m'a fait l'honneur d'accepter de faire partie de ce jury de thèse,
Sincères remerciements.

A Monsieur Aurélien GRELLET,

Docteur vétérinaire et directeur du CHUVAC de l'ENVT,

Sincère reconnaissance.

A Madame Corine BOUCRAUT-BARALON,

Docteur vétérinaire et Directrice générale du *Laboratoire Scanelis,*

Pour avoir grandement contribué à cette thèse et pour sa réactivité,
Sincère reconnaissance.

TABLE DES MATIERES

LISTE DES TABLEAUX.....	11
LISTE DES FIGURES.....	13
LISTE DES ABREVIATIONS.....	15
INTRODUCTION.....	17
MATERIEL ET METHODES	23
<u>I/ Base de données initiale.....</u>	<u>23</u>
A. Composition de la base de données initiale.....	23
B. Identification des chatons et description de la population.....	24
C. Expression clinique ante-mortem.....	25
D. Nature des échantillons étudiés.....	26
<u>II/ Enrichissement de la base de données initiale : les agents pathogènes.....</u>	<u>27</u>
A. Agents pathogènes d'intérêt.....	27
B. Interprétabilité des échantillons.....	28
C. Imputabilité de la mort.....	29
D. Analyse statistique des données.....	30
RESULTATS.....	31
<u>I/ Prévalence des agents pathogènes.....</u>	<u>31</u>
A. Prévalence « apparente ».....	31
B. Prévalence sur la population « pure ».....	32
<u>II/ Taux d'élucidation de la cause de la mort.....</u>	<u>33</u>
A. Taux d'élucidation dans la population de départ.....	33
B. Taux d'élucidation dans la population « pure ».....	34

<u>III/ Étude clinique des chatons avant la mort.....</u>	<u>35</u>
A. Durée des signes cliniques avant la mort.....	35
1) Durée des signes cliniques dans la population.....	35
2) Durée des signes cliniques selon l'âge à la mort.....	36
B. Orientation clinique à la mort.....	36
1) Orientations cliniques dans la population d'étude	36
2) Orientations cliniques selon l'âge à la mort	37
C. Principales causes de la mort	38
1) Causes de la mort dans la population	38
2) Causes de la mort selon l'âge	39
<u>IV/ Monographies du profil des chatons morts des agents infectieux d'intérêt</u>	<u>41</u>
A. Étude clinique des chatons morts de parvovirus félin	41
1) Âge de la mort	41
2) Durée des signes cliniques.....	42
3) Orientations cliniques	42
4) Signes cliniques.....	44
B. Étude clinique des chatons morts de coronavirus félin	46
1) Âge de la mort	46
2) Durée des signes cliniques.....	47
3) Orientation clinique.....	47
4) Signes cliniques.....	49
C. Étude clinique des chatons morts d'un pathogène respiratoire.....	51
1) Regroupement des pathogènes respiratoires et co-infections	51
2) Âge de la mort	51
3) Durée des signes cliniques.....	52
4) Orientations cliniques avant la mort.....	52
5) Signes cliniques avant la mort.....	55

DISCUSSION	57
<u>I/ Limites des données de base.....</u>	<u>57</u>
A. Collecte des données.....	57
1) Renseignement de l'âge	57
2) Renseignement du sexe	58
3) Renseignement de la race.....	59
4) Renseignement de la description clinique	60
B. Représentativité de la population étudiée	61
C. Collecte des échantillons.....	61
D. Détermination de la cause de la mort.....	62
<u>II/ Résultats obtenus.....</u>	<u>63</u>
A. Prévalences.....	63
B. Résultats et enjeux pour la vaccination.....	64
C. Évolution des causes de la mort avec l'âge	66
<u>III/ Perspectives d'amélioration du diagnostic</u>	<u>68</u>
A. Importance de la PCR dans le diagnostic	68
B. Profilage des chatons selon la clinique et l'âge.....	69
C. Standardisation des prélèvements pour améliorer le diagnostic par PCR	70
CONCLUSION	73
BIBLIOGRAPHIE.....	75
ANNEXES	81
Annexe 1 : Fiche de demande d'analyse Scanelis (https://www.scanelis.com)	83
Annexe 2 : Seuils de détection et de quantification des différents agents pathogènes.....	85

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 : Classement des signes cliniques ante-mortem en grandes orientations cliniques	26
Tableau 2 : Types d'échantillons interprétables pour la recherche des agents pathogènes d'intérêt ..	29
Tableau 3 : Seuils permettant d'imputer la mort selon l'agent pathogène et la nature du prélèvement	30
Tableau 4 : Prévalence apparente pour chaque agent pathogène d'intérêt.....	31
Tableau 5 : Prévalence réelle des six agents pathogènes d'intérêt (n=90 chatons)	32
Tableau 6 : Orientation clinique (O.) des chatons dont les échantillons sont interprétables pour le parvovirus (Pv) morts ou non de ce pathogène (n=207 chatons)	43
Tableau 7 : Orientation clinique (O.) des chatons dont les échantillons sont interprétables pour le coronavirus (Cor) morts ou non de ce pathogène (n=232 chatons)	49
Tableau 8 : Orientation clinique (O.) des chatons dont les échantillons sont interprétables pour au moins un agent respiratoire morts ou non de ce(s) pathogène(s) (n=180 chatons)	55
Tableau 9 : Taux de mortalité néonatale en début de vie des chatons dans la littérature.....	58
Tableau 10 : Prévalences des causes de mortalité néonatale et pédiatrique des chatons : comparaison avec la littérature	63

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Répartition des chatons selon l'âge à la mort (n=334)	25
Figure 2 : Expression des résultats de l'analyse PCR	28
Figure 3 : Taux d'élucidation selon l'âge à la mort (n=334 chatons).....	33
Figure 4 : Taux d'élucidation selon l'âge à la mort (n=90 chatons).....	34
Figure 5 : Répartition de la durée des signes cliniques avant la mort, n=234	35
Figure 6 : Durée des signes cliniques selon l'âge à la mort (n=234 chatons).....	36
Figure 7 : Fréquence des orientations (O.) cliniques (n=272 chatons).....	37
Figure 8 : Fréquence des orientations cliniques selon l'âge de la mort (n= 272 chatons).....	38
Figure 9 : Principales causes de la mort selon l'âge de la mort (n= 334 chatons).....	40
Figure 10 : Âge à la mort des chatons morts de parvovirus félin (n=102 chatons).....	41
Figure 11 : Comparaison de l'âge à la mort des chatons morts de parvovirus (Pv) ou non.....	42
Figure 12 : Orientations cliniques (O.) des chatons morts de parvovirus félin et ayant une description clinique renseignée (n= 82 chatons).....	43
Figure 13 : Répartition des signes cliniques en pourcentage des chatons morts de parvovirus et ayant une description clinique renseignée (n= 82 chatons).....	45
Figure 14 : Âge à la mort des chatons morts de coronavirus félin (n=39 chatons).....	46
Figure 15 : Comparaison de l'âge à la mort des chatons morts de coronavirus (Cor) ou non.....	47
Figure 16 : Orientations cliniques (O.) des chatons morts de coronavirus félin et ayant une description clinique renseignée (n= 34 chatons).....	48
Figure 17 : Répartition des différents signes cliniques en pourcentage parmi les chatons morts de coronavirus et ayant une description clinique renseignée (n= 34 chatons)	50
Figure 18 : Répartition de l'âge à la mort des différents pathogènes respiratoires.....	52
Figure 19 : Orientation clinique (O.) des chatons morts d'au moins un pathogène respiratoire et ayant une description clinique renseignée (n=44 chatons).....	53
Figure 20 : Orientations cliniques (O.) lors d'infection par un pathogène respiratoire ayant entraîné la mort	54
Figure 21 : répartition des différents signes cliniques en pourcentage parmi les chatons morts d'au moins un pathogène respiratoire et ayant une description clinique renseignée, n= 44	56
Figure 22 : Composition raciale dans la population étudiée (n=185 chatons) et des pédigrées délivrés par le LOOF (n=342 682 chatons) entre 2010 et 2019.....	60
Figure 23 : Protocole vaccinal recommandé du chat (d'après ABCD matrix-vaccination guideline 2017, www.abcdcatsvets.org/matrix-2)	65
Figure 24 : Répartition des causes de la mort selon l'âge : comparaison entre notre étude et celles de Oger (2018) et Cave et al (2002)	67
Figure 25 : Arbre décisionnel d'orientation diagnostique selon l'âge et le contexte clinique.....	70

LISTE DES ABREVIATIONS

AOM	Anticorps d'Origine Maternelle
AP	Agent Pathogène
Bb	<i>Bordetella bronchiseptica</i>
Cor	Coronavirus félin
CP	<i>Chlamydomphila felis</i>
FACCO	Chambre Syndicale des Fabricants d'Aliments Préparés pour Chiens, Chats, Oiseaux et autres Animaux Familiers
FCV	Calicivirus félin
FEDIAF	Fédération européenne des aliments pour animaux familiers
FeLV	Virus de la leucose féline
FHV	Herpès Virus félin
FIV	Virus de l'immunodéficience féline
I-CAD	Identification des Carnivores Domestiques en France
LCS	Liquide Cérébro-Spinal
LOOF	Livre Officiel des Origines Félines
Myf	<i>Mycoplasma felis</i>
PCR	Polymerase Chain Reaction
PIF	Péritonite Infectieuse Féline
PISQ	Positif Inférieur au Seuil de Quantification
Pv	Parvovirus félin (Typhus félin)

INTRODUCTION

La population féline en France est passée de 10,7 millions en 2008 à 15,1 millions en 2020. En 2018, 30,7% des foyers possèdent au moins 1 chat (enquête FACCO – KANTAR TNS). La France est d'ailleurs le troisième pays européen en nombre de chats derrière la Russie et l'Allemagne (selon FEDIAF, 2020).

De plus, la société I-CAD recense 992 541 chats identifiés en 2020, ce qui correspond à une augmentation d'identification et donc de médicalisation des chats de 63,2% sur 5 ans. Or seulement 47% chats sont identifiés en France (enquête KANTAR SOFRES pour I-CAD en 2016). Enfin, le LOOF (Livre Officiel des Origines Félines) a délivré 52 059 pédigrées en 2020 contre seulement 25 089 en 2010. Donc le nombre de chats de race est également en augmentation en France.

La mortalité néonatale et pédiatrique féline est alors une problématique qui prend de plus en plus d'ampleur et concerne à la fois éleveurs, propriétaires et vétérinaires.

La période néonatale chez le chaton s'étend de la naissance jusqu'à l'âge de 21 jours puis s'ensuit la période pédiatrique, à partir de de 3 semaines de vie. Ces deux périodes sont critiques, avec des taux de mortalité élevés. Le taux de mortalité au cours des deux premiers mois de vie, *i.e.* la proportion de chatons morts parmi les chatons nés vivants, varie selon les différentes études entre 7,9% et 24,4% (Young, 1973 ; Jemmett et Evans, 1977 ; Root *et al.*, 1995 ; Sparkes *et al.*, 2006 ; Ström Holst et Frössling, 2009 ; Fournier *et al.*, 2017).

Le chaton est en effet particulièrement plus vulnérable en début de vie. En période néonatale, il est très sensible à l'hypothermie, à l'hypoglycémie et à la déshydratation. De plus, il naît agammaglobulinémique, avec un système immunitaire encore immature le rendant sensible aux agents infectieux. La transition entre les anticorps d'origine maternelle et les anticorps vaccinaux, au cours du deuxième mois de vie, est particulièrement cruciale. La sensibilité des chatons dépend également de facteurs zootechniques interviennent aussi dans la sensibilité des chatons, tels que la prise colostrale, la nutrition, le poids à la naissance, la présence d'adultes et la biosécurité de leur milieu de vie (Stenkiste, 2009).

Très peu d'études traitent des causes de mortalité néonatale et pédiatrique chez le chaton. Une analyse rétrospective de 274 examens histopathologiques réalisés entre 1986 et 2000 sur des chatons morts entre la naissance et 112 jours de vie. Plus de la moitié des

chatons (55,1%) étaient morts d'une cause infectieuse, un tiers (33,2%) d'une cause idiopathique. Les autres causes (congénitale, nutritionnelle, traumatique, intussusception, néoplasique, isoérythrolyse à médiation immune) étaient minoritaires. Parmi les causes infectieuses, les virus représentent 71% des cas, les bactéries 20% et les parasites 9% (Cave *et al.*, 2002). Une autre étude donne des résultats similaires avec 43% de virus, 39% de bactéries contre 9% de causes non infectieuses (Oger, 2018).

Une autre étude rétrospective portant sur 1353 chatons de moins de huit semaines vivant en refuge en 2017 montre que la deuxième cause de mortalité après un score corporel trop bas est la panleucopénie (Dolan *et al.*, 2021).

Concernant ces maladies infectieuses, neuf d'entre elles ont été considérées comme étant les plus fréquentes et possibles causes de la mort chez de jeunes chatons (Dolan *et al.*, 2021 ; Cave *et al.*, 2002 ; Sykes, 2014, Nelson et Couto, 2014). Il s'agit des virus tels que le parvovirus félin causant le typhus (ou panleucopénie féline), le coronavirus, éventuellement responsable de la Péritonite Infectieuse Féline (PIF), le calicivirus et l'herpesvirus félin responsables du syndrome coryza, les virus de l'immunodéficience (FIV) et de la leucose (FeLV) ainsi que des bactéries comme *Bordetella bronchiseptica*, *Mycoplasma felis* et *Chlamydomphila felis* responsables également de troubles respiratoires.

Les prévalences de ces pathogènes sont peu connues et dépendent beaucoup des milieux dans lesquels les chats vivent. En effet, la prévalence augmente fortement dans les communautés comme les refuges, les rassemblements de chats errants ou certains élevages appliquant peu de mesures de biosécurité.

L'étude de Cave *et al.* (2002) est la seule à avoir étudié la prévalence du parvovirus félin : 25,1% des 274 chatons étudiés sont morts du typhus, bien qu'il s'agisse d'une maladie dont le vaccin existe et fait partie des valences essentielles.

Pour le coronavirus félin, deux formes semblent exister chez le chat : l'infection « classique » dite entéritique au coronavirus, qui concerne 10 à 40% des chats, et la péritonite infectieuse féline (PIF) qui concerne 2 à 5% des chats déjà infectés par le virus. La PIF touche surtout les chatons entre 6 mois et 2 ans, rarement plus jeunes (Le Poder, 2005). Dans l'étude histopathologique de Cave *et al.*, 6,2% des chatons présentent des lésions évoquant la PIF.

Le calicivirus a une prévalence élevée, de 10 à 90% selon la densité de population, avec portage asymptomatique possible (Radford *et al*, 2007). Une étude (Hellard *et al.*, 2011) menée dans le Nord-Est de la France portant sur 467 chats ayant accès à l'extérieur, a montré que 86,6% des chats errants étaient séropositifs, contre 77,6% chez les chats de propriétaires (non médicalisés). Selon Fernandez *et al* (2016), 15,3% des chats sains et plus de 40% des chats avec divers troubles respiratoires sont porteurs. Une étude plus récente sur 82 chats adultes ayant des signes respiratoires hauts montre une prévalence de 4% par isolement viral et de 0% par PCR (Walter *et al*, 2020). Enfin, dans la seule étude concernant des chatons, 2,6% des chatons avaient des lésions évocatrices de ce virus (Cave *et al*, 2002).

L'herpesvirus est un virus qui infecte le chat à vie, et qui alterne entre phases de latence et de réactivation virale, il est donc très difficile d'avoir une idée de la prévalence de ce pathogène. Selon Costes *et al.* (2007), 70 % des chats adultes seraient séropositifs. La prévalence chez des chats adultes a été évaluée à 24% avec une recherche par PCR et 18% par isolement viral (Walter *et al*, 2020). Dans l'étude de Cave *et al*, 5,1% des chatons morts présentaient des lésions évocatrices d'herpesvirus.

Concernant les virus FeLV et FIV, leur prévalence chez des chats adultes errants va de 1,4 à 8,4% pour FeLV et 4,9 à 11,3% pour FIV (Muirden A, 2002, Royaume Uni ; Bandecchi *et al*, 2006, Italie ; Dorny *et al*, 2002, Belgique).

La bactérie intracellulaire *Chlamydomphila felis* est rarement mortelle et le chat est souvent porteur asymptomatique. La prévalence varie beaucoup selon le pays, la méthode de détection utilisée et le milieu de vie du chat. Elle peut en effet aller de 4,6 à 54,1% chez les adultes selon les pays (Ohya *et al*, 2008). Dans l'étude de Walter *et al* (2020), la prévalence dans la population de chats ayant des signes respiratoires est de 6% (avec un diagnostic par PCR). Selon une autre étude portant sur 98 chats, environ 20% des chats présentant des signes oculaires et/ou respiratoires aigus sont porteurs de *Chlamydomphila felis*: (Boucraut-Baralon *et al*, 2010).

Dans cette même étude, 7% des chats présentant des signes oculaires et/ou respiratoires aigus ont été trouvés porteurs de *Bordetella bronchiseptica* et 4% des chats adultes avec signes respiratoires par culture aérobie (Walter *et al.*, 2020).

Peu de données de la littérature concernent *Mycoplasma felis*. Parmi 146 chats donneurs de sang, 12,7 % des chats étaient porteurs de mycoplasmes et le taux d'infection était plus élevé chez les chats d'extérieur et les chats exposés aux puces (Hackett *et al* 2006).

Ces études donnent une idée des prévalences dans les populations de chats adultes, mais aucune ne s'est penchée spécifiquement sur la fréquence d'apparition de ces pathogènes chez les chatons.

De plus, le diagnostic des causes de mortalité néonatale et pédiatrique dans l'espèce féline s'avère être un réel défi. Les signes cliniques étant souvent peu variés, peu évocateurs voire inexistant, il est alors difficile de prévenir la mortalité sans connaître son origine. En effet les signes cliniques présentés avant la mort sont le plus souvent généraux et aspécifiques, par exemple baisse de forme et diminution d'appétit, avec une durée d'évolution faible : 73,9% des chatons ont présenté moins de 5 jours de signes cliniques avant la mort (Boisseau, 2019).

Il existe plusieurs méthodes de diagnostic *post-mortem* passant par la réalisation d'une autopsie exhaustive accompagnée de prélèvements pertinents (organes, écouvillons, liquides biologiques,...) puis par la recherche soit par culture bactérienne ou virale (qui doit être effectuée rapidement après la mort), soit par histopathologie qui permet d'établir un diagnostic lésionnel ou enfin par PCR quantitative.

La PCR consiste à l'aide d'amorces à multiplier l'ADN de l'agent pathogène recherché et ainsi de le détecter si celui-ci est présent dans l'échantillon puis de quantifier le nombre de copies présentes dans l'échantillon. Cette méthode très sensible et spécifique permet d'obtenir un résultat rapide et elle peut être réalisée sur des échantillons congelés ou mal conservés. Son caractère quantitatif permet d'avoir une idée de la responsabilité de l'agent dans la mort de l'animal.

C'est à ce dernier point que nous allons nous intéresser ici, via l'exploitation d'une base de données provenant d'un laboratoire proposant la recherche d'agents infectieux par PCR chez le chat.

Ce travail a ainsi pour objectif de déterminer la fréquence des agents infectieux causant la mort chez les chatons de moins de quatre mois et d'orienter la stratégie diagnostique des vétérinaires confrontés à un cas de mortalité néonatale et pédiatrique féline par la caractérisation du profil des chatons atteints.

Il va donc consister, après la présentation et la description du matériel et méthodes utilisés, en (1) l'étude de la prévalence des agents pathogènes infectieux d'intérêt, (2) le calcul du taux d'élucidation obtenu grâce à la méthode PCR, (3) l'étude clinique des chatons avant la mort et (4) l'établissement du profil des chatons morts pour chaque agent

pathogène. Pour finir, ces résultats seront discutés et confrontés à la littérature et les perspectives de cette étude seront abordées.

MATERIEL ET METHODES

Dans cette première partie seront décrits la base de données initiale ainsi que la construction et l'exploitation de la base de données de travail. Cela permettra également de mettre en place les différents termes et abréviations qui seront repris tout le long de cette étude.

I/ Base de données initiale

Cette étude est une étude rétrospective, menée sur des résultats d'analyses PCR réalisées par le laboratoire d'analyses Scanelis (Colomiers, 31) entre 2010 et 2019. Ce laboratoire spécialisé en biologie moléculaire réalise des tests de PCR quantitative (Polymerase Chain Reaction, en temps réel) pour la détection et la quantification d'agents pathogènes chez l'animal. Chez le chat, la recherche de 21 agents infectieux est proposée (www.scanelis.com).

Cette première partie redécrit rapidement la base de donnée initiale qui est le point de départ de cette étude.

A. Composition de la base de données initiale

La base de données initiale a été obtenue en sélectionnant au sein de l'ensemble des analyses réalisées par le laboratoire entre août 2010 et avril 2019, les analyses réalisées sur des chatons morts âgés de 0 à 4 mois. Elle a été constituée par le Dr Agnès Boisseau dans sa thèse (Boisseau, 2019).

Le chaton a été choisi comme unité épidémiologique. Une ligne dans le tableur de la base d'analyse correspond donc à un seul animal, pour lequel il est alors possible d'avoir plusieurs échantillons biologiques, séparés ou mélangés, plusieurs recherches d'agents pathogènes différents et une description clinique renseignée.

B. Identification des chatons et description de la population

Une fiche accompagnant les prélèvements est à remplir par le vétérinaire lors des demandes d'analyses PCR. Cette feuille est présentée en Annexe 1.

Ainsi, pour chaque chaton sont renseignés :

► *La race :*

La race n'était pas toujours renseignée mais quand elle l'était, les chatons ont été répartis en deux catégories : « chatons européens » (comprenant aussi les chatons croisés) et « chatons de race », c'est-à-dire inscrits au Livre des Origines Félines (LOOF).

La population compte 108 (32,3%) chatons européens et 185 (55,4%) de race pure. 24 races du LOOF sont représentées dans la population. Parmi les races les plus représentées on trouve le Maine Coon (46 chatons) soit 13,8% de la population, le Persan et le Sacré de Birmanie (23 chatons chacun), soit 6,9% chacun.

► *Le sexe :*

Sur le questionnaire, le vétérinaire pouvait renseigner le sexe du chatons ainsi que la stérilisation si elle avait été effectuée. Pour des raisons de simplicité, les chatons ont juste été classés en « mâle », « femelle » ou « non renseigné ».

La répartition est relativement homogène avec 141 (42,2%) de chatons mâles et 120 (35,9%) de femelles, le reste (21,9%) étant « non renseigné ».

► *L'âge de la mort :*

La date de naissance n'était pas toujours donnée précisément, parfois seul l'âge à la mort (renseigné en jours, semaines ou mois) était indiqué. Les chatons ont donc été répartis en quatre catégories (la borne inférieure étant exclue) : moins d'un mois, entre 1 et 2 mois, entre 2 et 3 mois et entre 3 et 4 mois.

La population était également répartie entre les 4 mois (Figure 1).

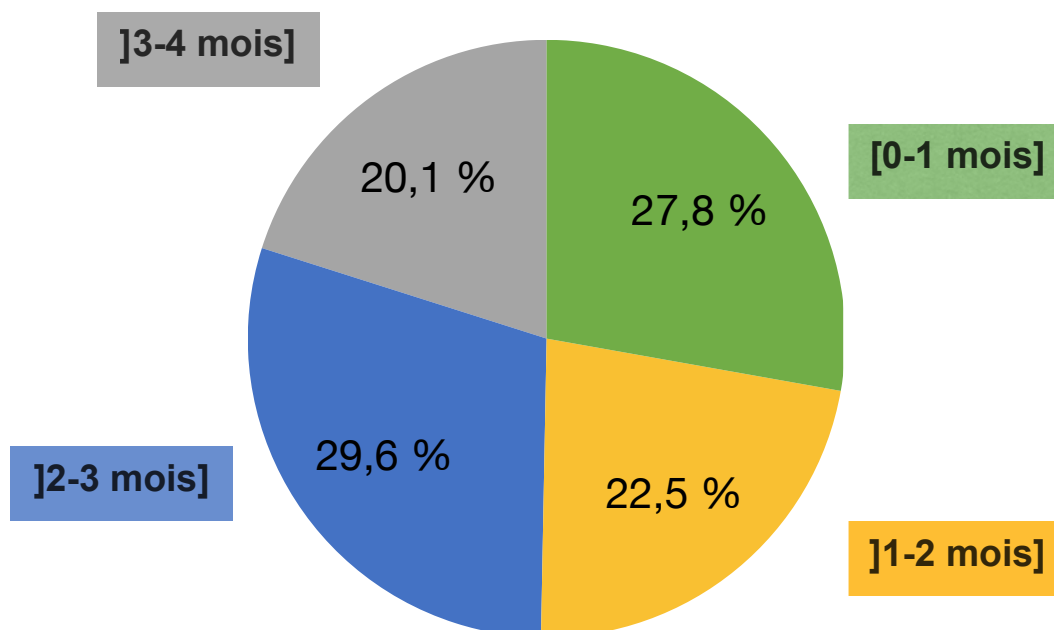


Figure 1 : Répartition des chatons selon l'âge à la mort (n=334)

► *La saison de naissance :*

Selon la date de naissance (quand elle était connue) ou par déduction entre la date de la mort et l'âge à la mort, les chatons ont été classés selon leur saison de naissance : printemps (du 21 mars au 20 juin), été (du 21 juin au 22 septembre), automne (du 23 septembre au 21 décembre) et hiver (du 22 décembre au 20 mars).

Les proportions de chatons nés au printemps (40,1%) et en été (38,6%) sont majoritaires, ce qui est cohérent avec le fait que le chat a un cycle de reproduction saisonné. Les chatons nés en automne (11,4%) et en hiver (9,9%) sont minoritaires.

C. Expression clinique *ante-mortem*

Sur le formulaire de demande d'analyses, le vétérinaire peut également renseigner la présence ou non de signes cliniques ainsi que leur nature et leur durée (trois catégories sont possibles : moins de 5 jours, entre 5 et 15 jours, plus de 15 jours).

La feuille de demande d'analyses propose de renseigner les signes clinique et les vétérinaires avaient légalement la possibilité d'ajouter manuellement des signes cliniques supplémentaires.

Pour notre étude, les signes cliniques ont été répartis en orientations cliniques (Tableau 1).

Tableau 1 : Classement des signes cliniques ante-mortem en grandes orientations cliniques

Orientation clinique	Signes cliniques associés
Générale	adénomégalie, hyperthermie, ictère, ascite, polyuro-polydipsie, amaigrissement, baisse de forme/apathie, diminution/perte d'appétit, hypothermie, déshydratation, anémie, hépatomégalie, pétéchies, oedèmes, épistaxis, oligurie/anurie.
Digestive	diarrhée (tout type, aqueuse ou hémorragique), vomissements, constipation, douleurs abdominales, épanchement abdominal
Neurologique	ataxie, convulsions, tremblements, parésie/paralyse, tétanie, amaurose
Oculaire	kératite, conjonctivite, uvéite, épiphora, cécité, anisocorie
Buccale	palatoglossite, gingivite, stomatite, ulcères buccaux, ptyalisme
Respiratoire	jetage, dyspnée, toux, éternuements, rhinite, épanchement pleural, pneumonie
Asymptomatique	absence de signes cliniques avant la mort

D. Nature des échantillons étudiés

Les échantillons biologiques ont été classés en quatre catégories selon leur nature :

- ▶ *Organes* : poumon, foie, rein, rate, pancréas, intestins (écouvillon ou organe), coeur, noeud lymphatique, séreuse, encéphale, langue ou organe(s) de nature non précisée
- ▶ *Écouvillon rectal* ou échantillon de fèces
- ▶ *Liquides biologiques* : sang, épanchement (abdominal, pleural ou non précisé), liquide cérébro-spinal (LCS), humeur aqueuse
- ▶ *Cellules* : oro-pharyngées, trachéales (écouvillon trachéal ou des voies respiratoires), conjonctivales, cutanées

II/ Enrichissement de la base de données initiale : les agents pathogènes

L'objectif de cette étude est de connaître la prévalence des différentes causes infectieuses en tant que cause de la mort, les taux d'élucidation des taux de mortalité par PCR si on mène une recherche systématique d'un panel d'agents pathogènes ainsi que la relation entre la cause de la mort et les signes cliniques *ante-mortem*.

La base de donnée initiale comprenant les 334 chatons visait à étudier la stratégie de prélèvements d'échantillons biologiques envoyés par les vétérinaires ainsi que la stratégie de choix de demande d'analyse, mais elle ne comprenait que les résultats de demande d'analyses demandées par les praticiens.

L'objectif de ce second volet étant de pouvoir déterminer la prévalence des différents agents pathogènes en tant que cause de la mort et de relier les signes cliniques *ante-mortem* et l'âge selon la cause de la mort. Il devenait alors nécessaire de mener une recherche systématique des agents pathogènes d'intérêt pour tous les chatons.

A. Agents pathogènes d'intérêt

Ainsi, comme les échantillons des chatons ont tous été conservés par le laboratoire Scanelis, il a été possible dans la majorité des cas de compléter les analyses. Les neuf agents pathogènes d'intérêt ont pu être recherchés par PCR sur 245 (73,4%) chatons de la base initiale.

Parmi les 21 agents pathogènes dont la recherche est proposée par Scanelis, seuls 14 ont été demandés par les vétérinaires sur les chatons de notre base de données.

Parmi ceux-ci, 9 pathogènes ont été définis comme étant « d'intérêt » dans le contexte de la mortalité des chatons et sont présentés avec leurs abréviations :

- ▶ *Deux pathogènes immunodéficients* : virus de l'immunodéficience féline (FIV) et virus leucémogène félin (FeLV)
- ▶ *Cinq pathogènes respiratoires* : herpesvirus félin (FHV), calicivirus félin (FCV), *Chlamydomphila felis* (CP), *Mycoplasma felis* (Mf) et *Bordetella bronchiseptica* (Bb).
- ▶ *Un pathogène digestif* : parvovirus félin (Pv)
- ▶ *Un pathogène « mixte »* : coronavirus félin (Cor), responsable dans certains cas de la PIF (Péritonite Infectieuse Féline)

B. Interprétabilité des échantillons

Les charges virales ou bactériennes sont quantifiées par PCR quantitative. Les limites de détection et de quantification, c'est-à-dire des charges en dessous desquelles l'agent pathogène n'est respectivement pas détectable ou pas quantifiable, sont fournies pour chaque agent pathogène dans l'Annexe 2. Dans le cas d'un résultat positif, une estimation quantitative du nombre de copies de séquence cible est fournie.

Trois résultats sont possibles (Figure 2).

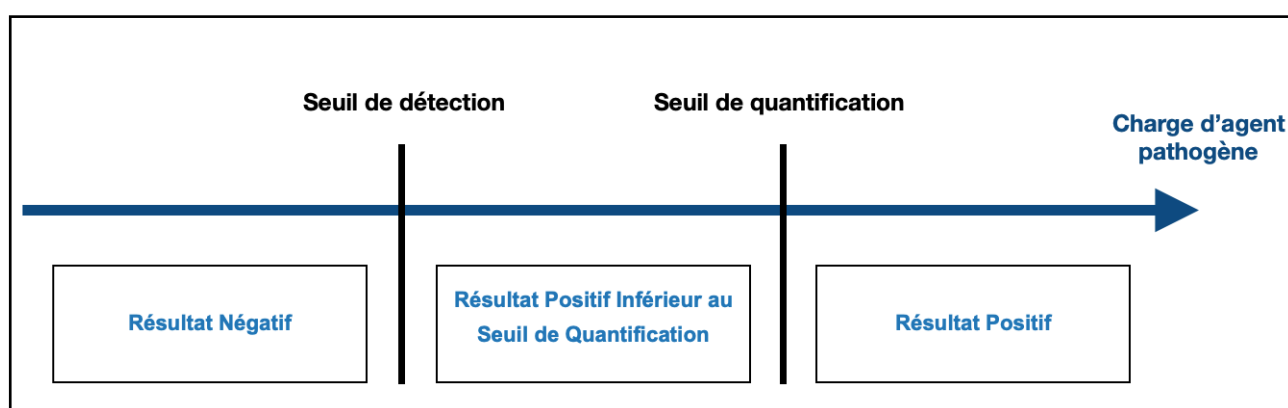


Figure 2 : Expression des résultats de l'analyse PCR

L'interprétabilité d'un échantillon signifie que le prélèvement était pertinent pour la recherche de l'agent pathogène.

Tout d'abord, tous les échantillons de nature non identifiée sont éliminés d'office. Ensuite, une liste des échantillons interprétables pour chaque agent pathogène a été dressée selon la nature des prélèvements (Tableau 2). Cette liste est également une base pour l'aide aux choix de prélèvements à effectuer en fonction de l'agent pathogène ciblé.

Tableau 2 : Types d'échantillons interprétables pour la recherche des agents pathogènes d'intérêt

Agent pathogène	Échantillon interprétable
FHV - Bb - CP	<ul style="list-style-type: none"> - prélèvements oculaires, nasaux, oro-pharyngés - écouvillons et prélèvements trachéaux - poumons - épanchement pleural
FCV	<ul style="list-style-type: none"> - prélèvements oculaires, nasaux, oro-pharyngés - écouvillons et prélèvements trachéaux - poumons - épanchement pleural - organes abdominaux (rein, foie, intestin...) - peau - écouvillon rectal - articulations
Mf	<ul style="list-style-type: none"> - prélèvements oculaires, nasaux, oro-pharyngés - écouvillons et prélèvements trachéaux - poumons - épanchement pleural - articulations
Cor	<ul style="list-style-type: none"> - organes abdominaux - organes thoraciques - liquide cérébro-spinal - épanchements thoraciques et abdominaux - humeur aqueuse, prélèvements oculaires, nasaux, oro-pharyngés - écouvillons et prélèvements trachéaux - écouvillons rectaux
FeLV - FIV	Tous les prélèvements sont pertinents (il suffit d'avoir des lymphocytes). Seul l'écouvillon rectal est difficile à interpréter par manque de recul sur ce type d'échantillon.
Pv	Tous les prélèvements sont pertinents

FHV : herpesvirus félin, Bb : *Bordetella bronchiseptica*, CP : *Chlamydomphila felis*, FCV : calicivirus félin, Myf : *Mycoplasma felis*, Cor : coronavirus, FeLV : virus leucémogène félin, FIV ; virus de l'immunodéficience féline, Pv : parvovirus félin

C. Imputabilité de la mort

La cause de la mort n'est déterminée que sur les prélèvements interprétables pour chaque agent pathogène.

Un résultat de PCR positif ne veut pas forcément dire que l'agent pathogène est la cause de la mort. Il faut donc déterminer des seuils du nombre de copies permettant d'imputer la mort à chaque pathogène selon la nature de l'échantillon (Tableau 3).

Ainsi si la charge d'un agent pathogène dans un organe pertinent dépasse le seuil fixé, le pathogène est considéré comme cause possible de la mort. Dans certains cas (notamment pour les pathogènes respiratoires), plusieurs agents pathogènes peuvent être retrouvés avec une charge suffisante pour être rendus responsables de la cause de la mort.

Tableau 3 : Seuils permettant d'imputer la mort selon l'agent pathogène et la nature du prélèvement

Agent pathogène	Seuil d'imputabilité de la mort (en nombre de copies de séquence cible par analyse)
FHV	- Organe interprétable* > 10 ³
FCV	- Poumon positif = Calicivirose - Organe interprétable* (sauf cellules oro-pharyngées car portage sain) > 10 ⁴
Myf	- Poumon positif = mycoplasmosse - Organe interprétable* (sauf cellules oro-pharyngées car portage sain) > 10 ⁴
Bb	- Anormal dès que trouvé (pas de portage sain)
Cor	- Organe non digestif > 10 ⁶ - Poumon > 10 ³ - Encéphale et/ou Liquide cérébro-spinal positif = PIF
Pv	- Organe digestif (intestin, écouvillon rectal,...) > 10 ⁵ - Autre organe > 10 ³

FHV : herpesvirus félin, Bb : *Bordetella bronchiseptica*, FCV : calicivirus félin, Myf : *Mycoplasma felis*, Cor : coronavirus, Pv : parvovirus félin, PIF : péritonite Infectieuse féline

* Organe interprétable : organe figurant dans la liste des échantillons interprétables pour l'agent pathogène ciblé

D. Analyse statistique des données

L'ensemble de l'exploitation des données et des représentations graphiques a été réalisé grâce au logiciel Numbers (version 11.1) et à ses fonctions et formules de base. Les outils de filtre et de tri ont été utilisés permettant de faciliter le comptage.

L'indépendance statistique de différentes variables a été évaluée grâce à la réalisation d'un test de Khi² à des degrés de liberté différents selon les variables étudiées. Les différences ont été considérées comme statistiquement significatives quand $p \leq 0,05$.

La comparaison de pourcentages (notamment pour les prévalences) a été effectuée par le test écart réduit. Les différences ont été considérées comme statistiquement significatives quand $p \leq 0,05$.

RESULTATS

I/ Prévalence des agents pathogènes

A. Prévalence « apparente »

La prévalence est le nombre de cas d'une maladie dans une population à un moment donné, comprenant aussi bien les anciens cas que les nouveaux. Ici cela correspondra au nombre de chatons morts suite à l'infection par un ou plusieurs agents infectieux d'intérêt.

La prévalence qu'il est possible de calculer (Tableau 4) dans cette étude est seulement apparente car tous les agents pathogènes n'ont pas pu être recherchés en raison de l'indisponibilité de certains échantillons. L'effectif interprétable varie donc en fonction de l'agent pathogène.

Un chaton peut également avoir plusieurs pathogènes en quantité suffisante pour imputer la cause de la mort.

Tableau 4 : Prévalence apparente pour chaque agent pathogène d'intérêt

Agent pathogène	Effectif interprétable	Effectif positif	Prévalence (%)
FHV	106	14	13,2
FCV	231	20	8,7
CP	99	0	0,0
Myf	101	17	16,8
Bb	102	14	13,7
Cor	292	39	13,4
FeLV	198	0	0,0
FIV	195	0	0,0
Pv	265	102	38,5

FHV : herpesvirus félin, Bb : *Bordetella bronchiseptica*, CP : *Chlamydophila felis*, FCV : calicivirus félin, Myf : *Mycoplasma felis*, Cor : coronavirus, FeLV : virus leucémogène félin, FIV ; virus de l'immunodéficience féline, Pv : parvovirus félin

Les effectifs interprétables sont variables selon les agents pathogènes. En effet, beaucoup d'échantillons sont pertinents pour la recherche du coronavirus, du parvovirus, du calicivirus, du FeLV et du FIV. En revanche, les autres pathogènes étant plus spécifiques, ils ont pu être cherchés moins fréquemment dans la population.

Le parvovirus félin semble être l'agent pathogène qui touche le plus fréquemment les chatons avec une prévalence de 38,5%. Les autres pathogènes ont une prévalence plus faible, autour de 13%.

Pour le reste de l'étude, les pathogènes *Chlamydomphila*, FeLV et FIV seront exclus car leur prévalence est nulle. Il ne reste donc que six agents pathogènes d'intérêt pour le reste de l'étude.

B. Prévalence sur la population « pure »

Dans notre base de données, 90 chatons possèdent des échantillons interprétables pour les six agents pathogènes restants. Ils constituent une population appelée « pure », ce qui permet de calculer la prévalence réelle des six agents pathogènes d'intérêt dans notre population (Tableau 5).

Tableau 5 : Prévalence réelle des six agents pathogènes d'intérêt (n=90 chatons)

Agent pathogène	Prévalence apparente (%)	Prévalence réelle (%)
FHV	13,2	12,2
FCV	8,7	17,8
Myf	16,8	17,8
Bb	13,7	14,4
Cor	13,4	13,3
Pv	38,5	25,6

FHV : herpesvirus félin, Bb : *Bordetella bronchiseptica*, FCV : calicivirus félin, Myf : *Mycoplasma felis*, Cor : coronavirus, Pv : parvovirus félin,

Dans cette population, le parvovirus reste majoritaire et concerne toujours plus d'un quart de la population. En revanche, le calicivirus est beaucoup plus prévalent qu'avant et devient avec *Mycoplasma felis* le deuxième agent pathogène responsable de la mort des chatons.

La différence entre prévalence apparente et réelle est significative seulement dans le cas du parvovirus ($Z = 2,22$; $p < 0,05$) et du calicivirus ($Z = 2,34$; $p < 0,05$).

II/ Taux d'élucidation de la cause de la mort

A. Taux d'élucidation dans la population de départ

Le taux d'élucidation est le nombre de chatons pour lesquels au moins une cause infectieuse (au moins un des neuf agents pathogènes de départ) a pu être rendue responsable de la mort par PCR parmi la population de départ (334 chatons). Dans cette population, les neuf agents pathogènes n'ont pas été recherchés pour tous les chatons en raison de l'indisponibilité de certains échantillons.

La cause de la mort a été déterminée sur 167 chatons, ce qui représente 50% des cas.

Le taux d'élucidation varie également selon l'âge à la mort (Figure 3). En effet, le taux augmente significativement après l'âge de 2 mois ($K\chi^2 = 40,3$; $p < 0,05$).

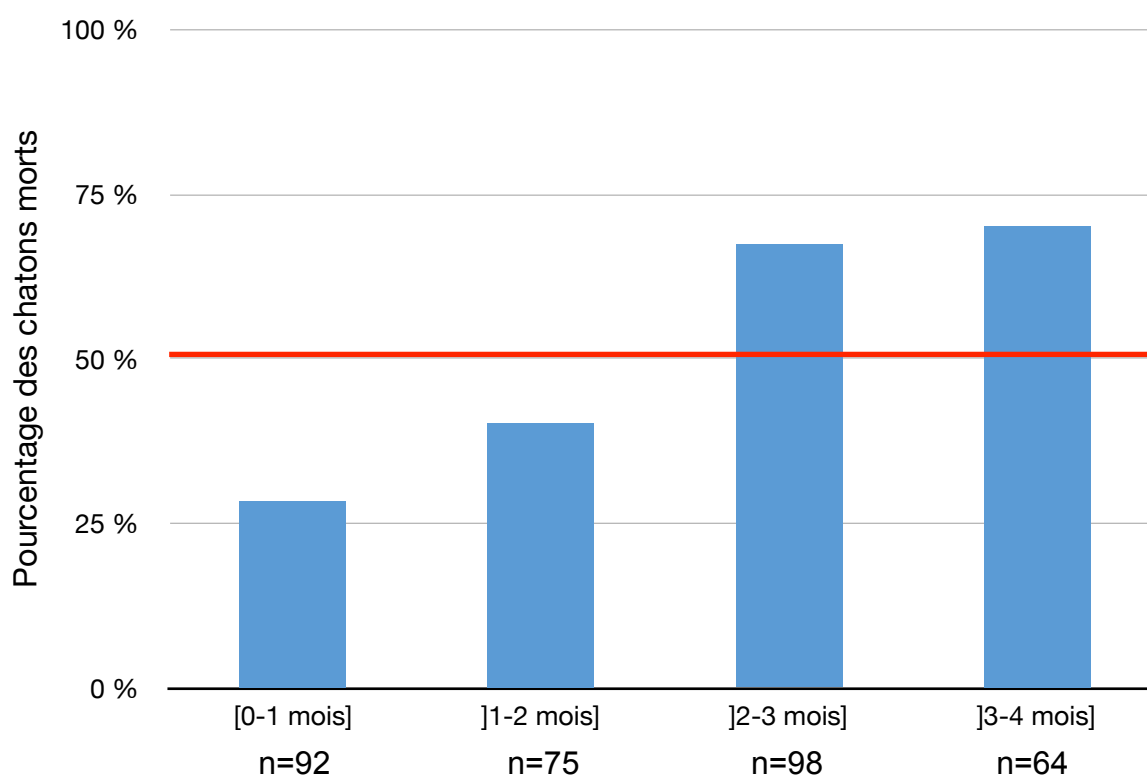


Figure 3 : Taux d'élucidation selon l'âge à la mort (n=334 chatons).

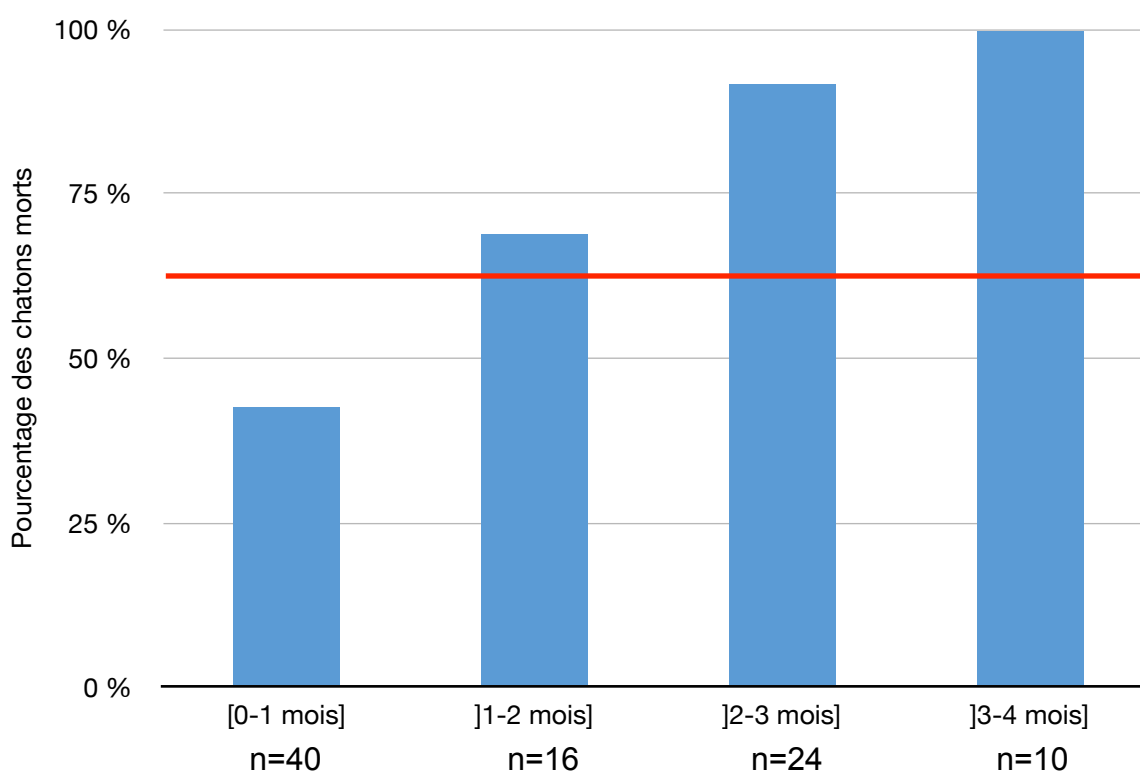
Le trait rouge représente la moyenne sur la population

B. Taux d'élucidation dans la population « pure »

En appliquant la même définition que dans le paragraphe précédent mais cette fois-ci avec la population « pure » (n=90 chatons) où les échantillons sont interprétables pour les six agents pathogènes, c'est-à-dire que le chaton a été testé avec certitude sur les six agents pathogènes, qu'un échantillon positif est sûr d'être positif et qu'un négatif est sûr de l'être.

La cause de la mort a pu être déterminée sur 60 chatons soit 66,6% des cas.

De même, en regardant l'évolution du taux d'élucidation selon l'âge à la mort (Figure 4). Cette fois, la moyenne de la population est dépassée dès l'âge de 1 mois ($\text{Khi}^2 = 18,9$; $p < 0,05$) et atteint même les 100% pour les chatons âgés de plus de 3 mois lors de la mort.



*Figure 4 : Taux d'élucidation selon l'âge à la mort (n=90 chatons)
Le trait rouge représente la moyenne sur la population « pure »*

III/ Étude clinique des chatons avant la mort

Dans la population initiale de 334 chatons, la description clinique était remplie pour 272 (81,4%) chatons et la durée des signes cliniques était renseignée pour 234 chatons (70,0%). Ces deux populations ne sont pas totalement superposées (pour certains chatons, la durée des signes cliniques pouvait être indiquée sans que la description clinique ne le soit et inversement).

A. Durée des signes cliniques avant la mort

1) Durée des signes cliniques dans la population

La durée des signes cliniques a été remplie pour 234 (70%) chatons.

Parmi les chatons « non renseignés » pour la durée des signes cliniques, seuls 9 étaient renseignés comme étant « asymptomatiques ».

Quasiment trois quart des chatons (74%) ont eu une expression clinique courte (moins de 5 jours) avant de mourir (Figure 5). Moins de 10% des chatons ont présenté des symptômes pendant plus de 15 jours avant la mort.

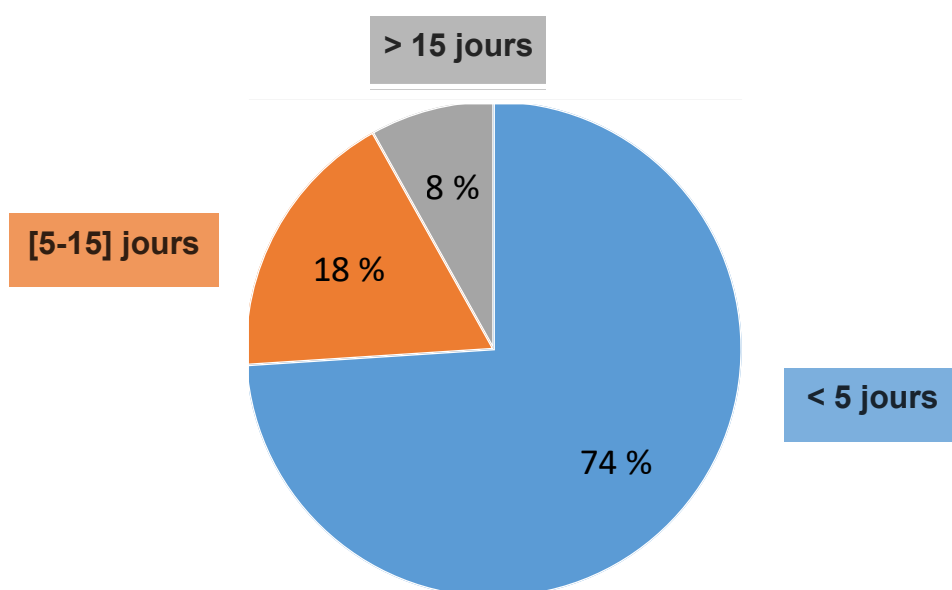


Figure 5 : Répartition de la durée des signes cliniques avant la mort, n=234

2) Durée des signes cliniques selon l'âge à la mort

La durée des signes cliniques augmente selon l'âge du chaton (Figure 6). Au delà de 2 mois, la proportion de chatons avec des symptômes durant plus de 5 jours augmente significativement ($\text{Khi}^2 = 12,8$; $p < 0,05$).

La proportion de chatons ayant exprimé moins de 5 jours de signes cliniques avant la mort diminue avec l'âge : elle passe de 88,2% à l'âge de moins d'un mois à 54,2% à plus de 3 mois d'âge et inversement avec les chatons ayant exprimé plus de 5 jours de signes cliniques avant la mort.

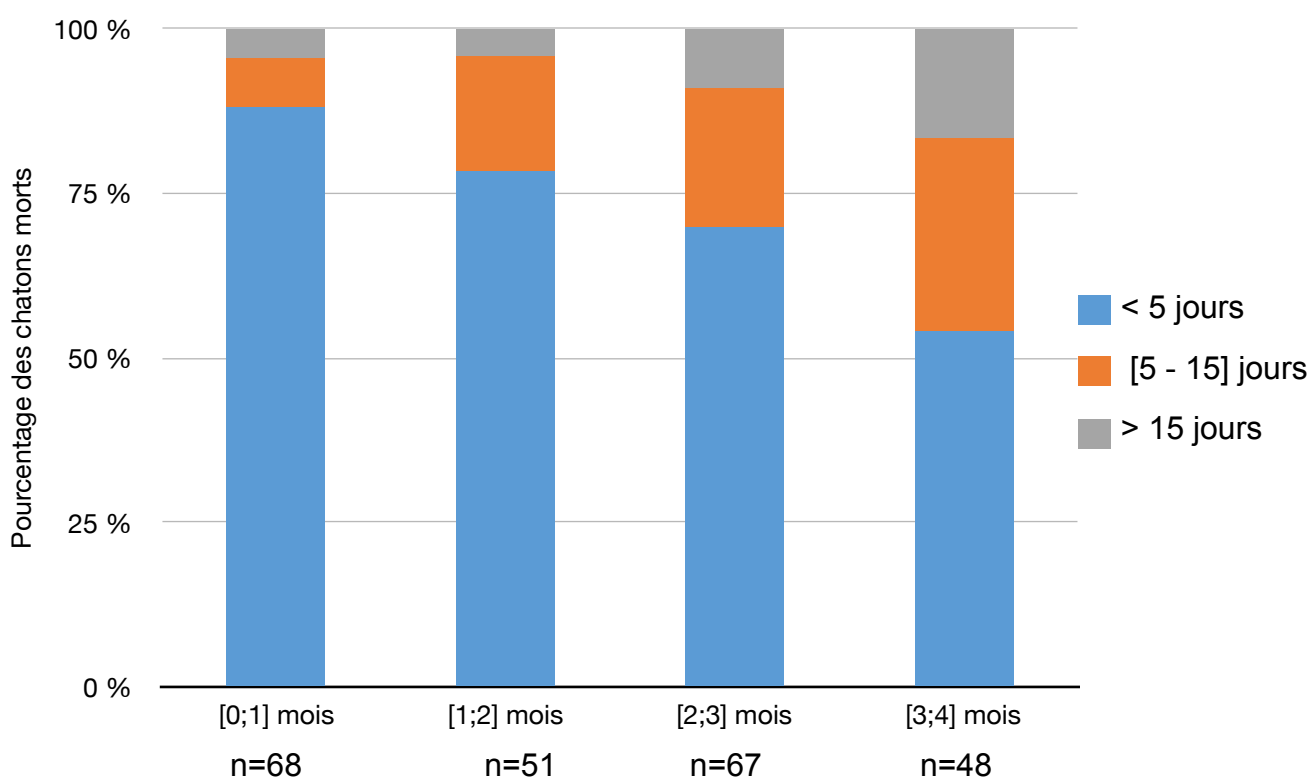


Figure 6 : Durée des signes cliniques selon l'âge à la mort (n=234 chatons)

B. Orientation clinique à la mort

1) Orientations cliniques dans la population d'étude

Avec le classement des signes cliniques en grandes orientations (Tableau 1), les chatons ont été répartis selon la description renseignée (Figure 7). Un chaton peut correspondre à plusieurs orientations cliniques différentes.

Les signes cliniques ante-mortem sont majoritairement généraux (77,9%), digestifs (41,2%) et respiratoires (31,3%). Les orientations neurologiques, oculaires et buccales sont peu représentées, elles concernent moins de 10% des chatons chacune. Seuls 6,3% des chatons étaient asymptomatiques avant la mort.

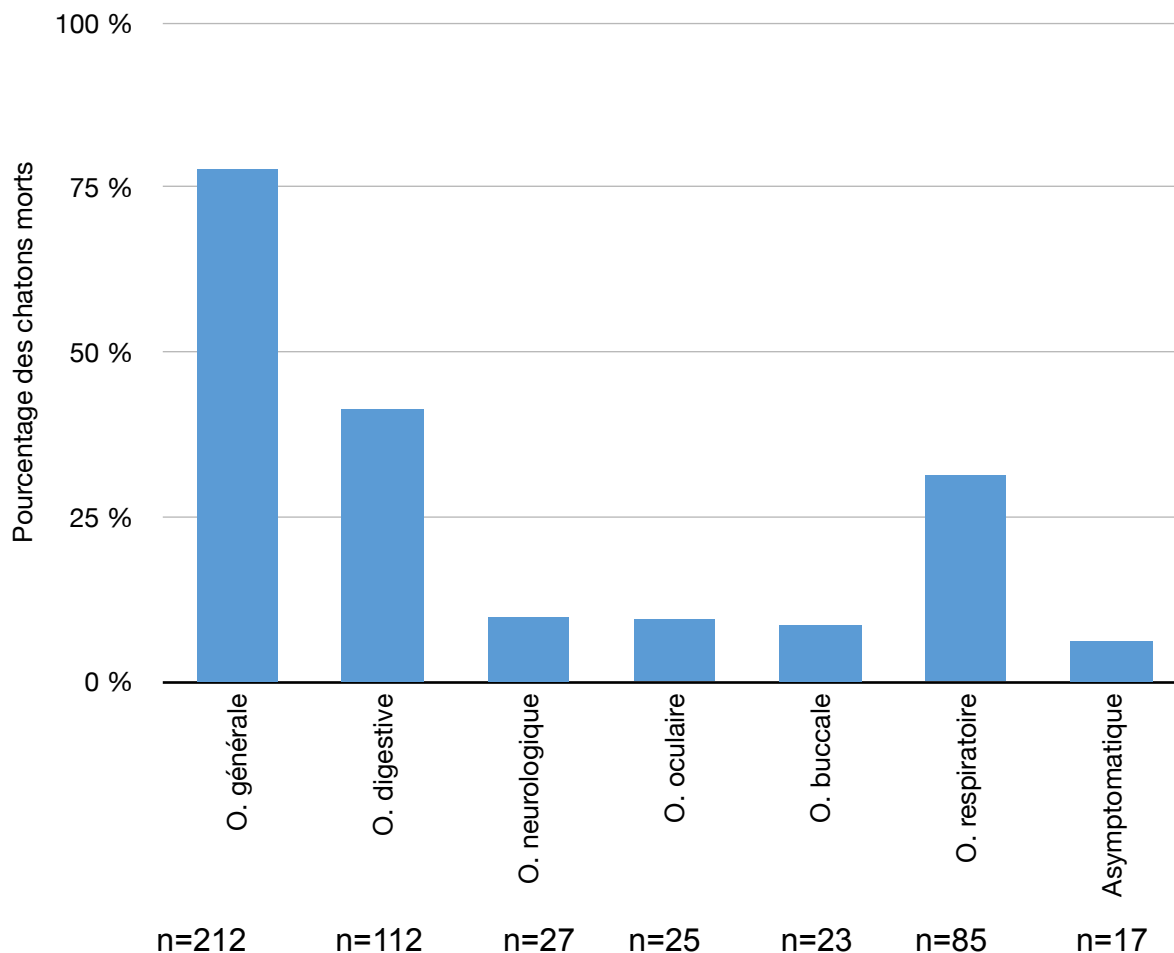


Figure 7 : Fréquence des orientations (O.) cliniques (n=272 chatons)

2) Orientations cliniques selon l'âge à la mort

De même, les chatons déjà répartis selon les orientations cliniques ont été également classés selon l'âge à la mort (Figure 8).

Les réelles différences qui apparaissent avec l'âge concerne les chatons ayant une orientation clinique digestive, neurologique et les individus asymptomatiques.

En effet, les chatons ayant eu des signes cliniques digestifs avant la mort sont peu nombreux avant le premier mois (moins de 25%) et augmentent significativement ($\text{Khi}^2 = 12,5$; $p < 0,05$) à partir d'un mois (plus de 40%). Les individus avec des symptômes neurologiques sont plus nombreux quand l'âge augmente, une différence significative est

notée entre les individus de moins d'un mois et ceux de plus de trois mois ($\text{Khi}^2 = 4,9$; $p < 0,05$). La proportion des chatons asymptomatiques est forte en dessous d'un mois (autour de 16%) et diminue au dessus (moins de 3%) avec un $\text{Khi}^2 = 18,1$; $p < 0,05$.

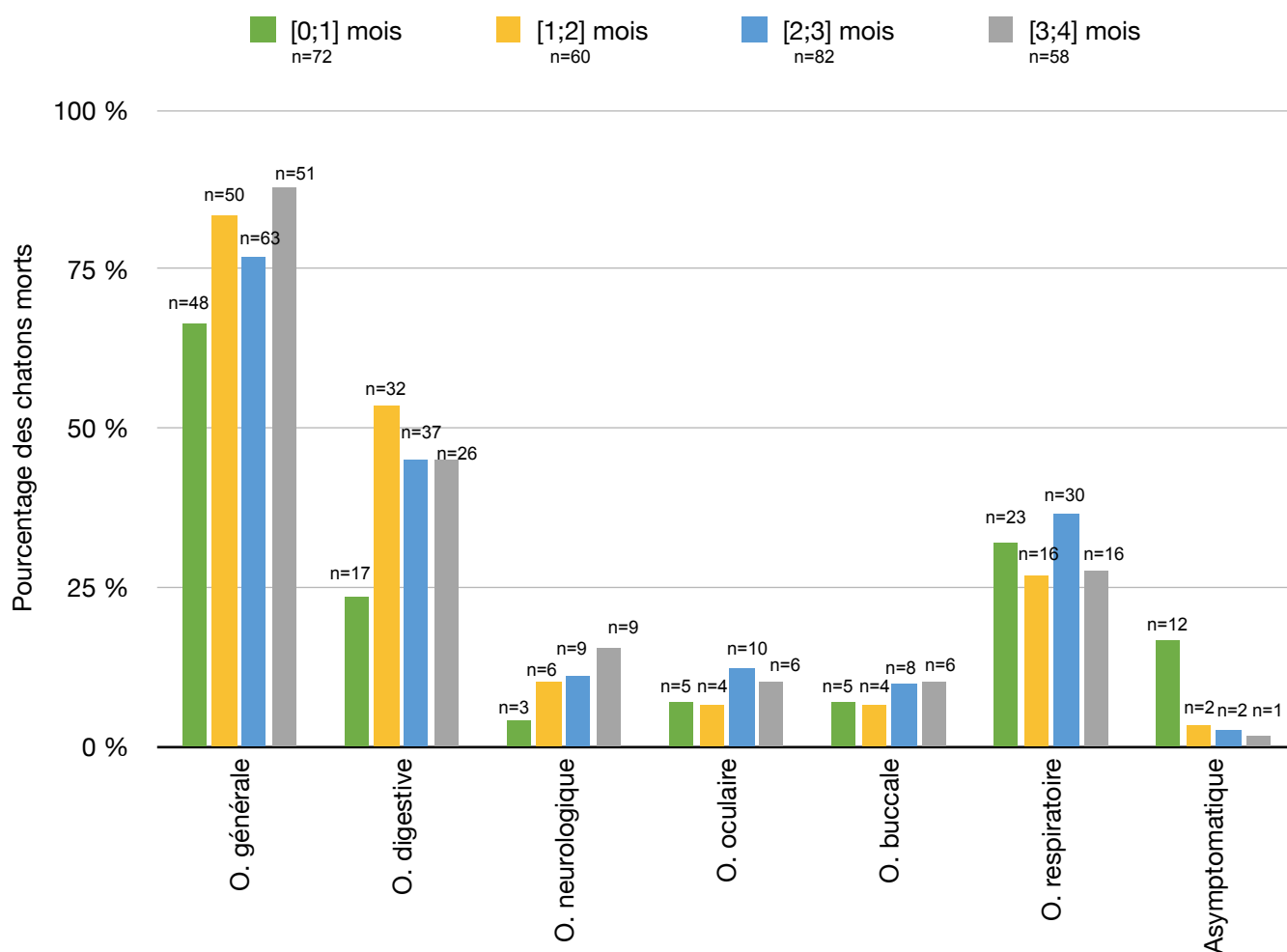


Figure 8 : Fréquence des orientations cliniques selon l'âge de la mort (n= 272 chatons)

Ainsi l'âge d'un mois semble être une charnière pour l'expression clinique *ante-mortem* : les chatons de moins d'un mois seront plus fréquemment asymptomatiques alors que les chatons plus âgés auront tendance à exprimer plus fréquemment des signes digestifs. La prévalence des signes respiratoires, quant à elle, ne semble pas varier selon l'âge.

C. Principales causes de la mort

1) Causes de la mort dans la population

Cette étude porte sur les principales causes infectieuses de mortalité mais sur toute cette population, ce ne sont pas les seules causes possibles de la mort d'un chaton.

En effet, en prenant la population totale de 334 chatons, 14 (4,2%) seulement sont morts d'une cause bactérienne parmi les trois bactéries recherchées (CP, Myf, Bb) alors que 144 (43,1%) sont morts d'une cause virale parmi les six virus recherchés (Pv, FCV, FHV, Cor, FIV, FeLV) et 9 (2,7%) d'une cause mixte (virale et bactérienne). Donc la moitié des chatons est morte d'une cause inconnue (soit d'une infection d'un agent pathogène non étudié soit d'une cause non infectieuse).

Dans la population « pure » de 90 chatons, les résultats sont similaires avec 39 (43,3%) morts d'une cause virale, 12 (13,3%) d'une cause bactérienne, 9 (10,0%) d'une cause mixte, ce qui laisse un tiers mort de causes inconnues, non dues aux agents pathogènes étudiés.

2) Causes de la mort selon l'âge

En regardant le détail des causes de la mort selon l'âge (Figure 9), on observe une diminution de la proportion de chatons morts de causes inconnues quand l'âge augmente. Au contraire, le nombre de chatons morts d'une cause virale augmente avec l'âge, surtout à partir de l'âge de 2 mois. Également mais en plus faible proportion, les chatons ont une cause de la mort bactérienne plus fréquente à partir de 1 mois.

En considérant que les chatons de moins d'un mois appartiennent à la période néonatale et ceux de plus d'un mois à la période pédiatrique, cela nous donne :

- Période néonatale : 1,1% de cause bactérienne, 26,1% de cause virale, 1,1% de cause mixte
- Période pédiatrique : 5,5% de cause bactérienne, 50,6% de cause virale, 3,4% de cause mixte

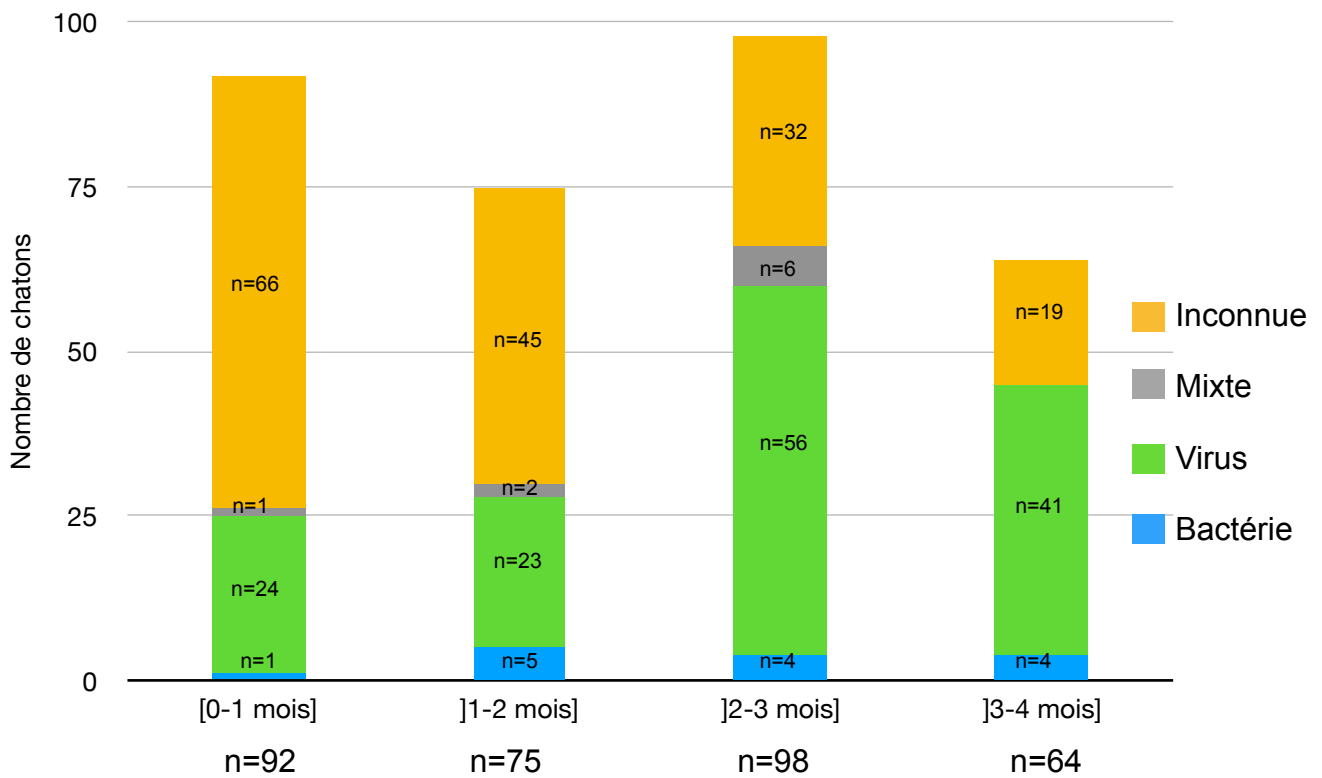


Figure 9 : Principales causes de la mort selon l'âge de la mort (n= 334 chatons)

Cette partie a servi de présentation clinique générale des chatons. Il va s'agir maintenant de dresser un profil « type » sous forme de monographies des chatons dont la mort a été causée par un des six agents pathogènes d'intérêt.

IV/ Monographies du profil des chatons morts des agents infectieux d'intérêt

Cette partie va détailler plus précisément les caractéristiques des chatons dont la cause de la mort est connue afin de pouvoir orienter le diagnostic à partir du profil du chaton.

A. Étude clinique des chatons morts de parvovirus félin

Parmi les 102 chatons morts d'une infection par le parvovirus, 82 avaient des signes cliniques renseignés. 4 d'entre eux ont été déclarés asymptomatiques. La durée des signes cliniques a été renseignée pour 65 chatons.

Le parvovirus a été trouvé seul dans 80 cas (78,4%). Il est associé au coronavirus dans 10 cas (9,8%) et à un agent respiratoire dans 10 cas également. Enfin une co-infection de trois agents infectieux dont le parvovirus a été trouvé chez 2 individus (2,0%).

1) Âge de la mort

Parmi les 102 chatons morts de parvovirus félin, plus de trois quarts (77%) des chatons sont âgés de plus de 2 mois. Les chatons de moins d'un mois représentent seulement 5% des chatons morts de parvovirus (Figure 10). La classe majoritairement représentée est celle des chatons morts entre 2 à 3 mois (48%).

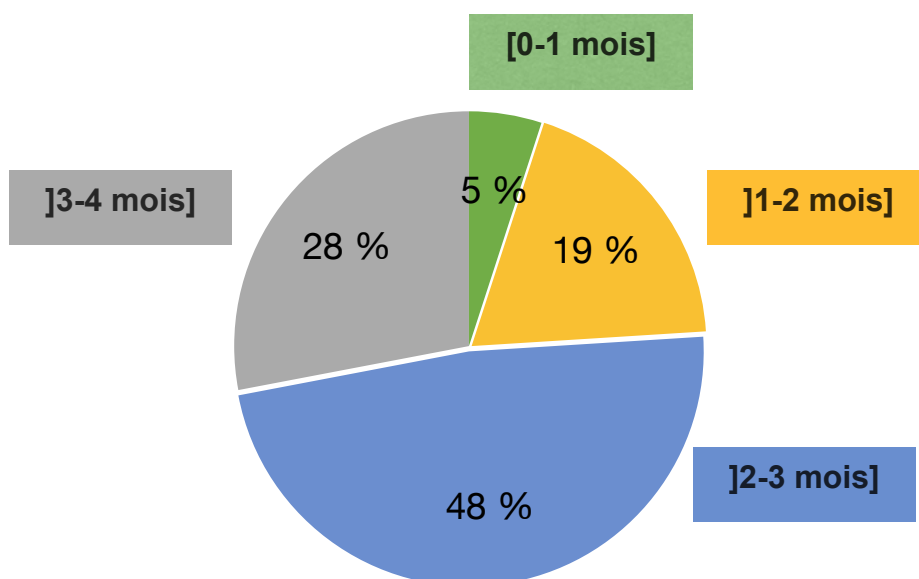


Figure 10 : Âge à la mort des chatons morts de parvovirus félin (n=102 chatons)

Parmi les chatons de moins d'un mois, le parvovirus a été rendu responsable du décès dans 7,1% des cas alors que chez les chatons de plus de 2 mois environ 60% sont morts de Pv (Khi² = 345,02 ; p < 0,05).

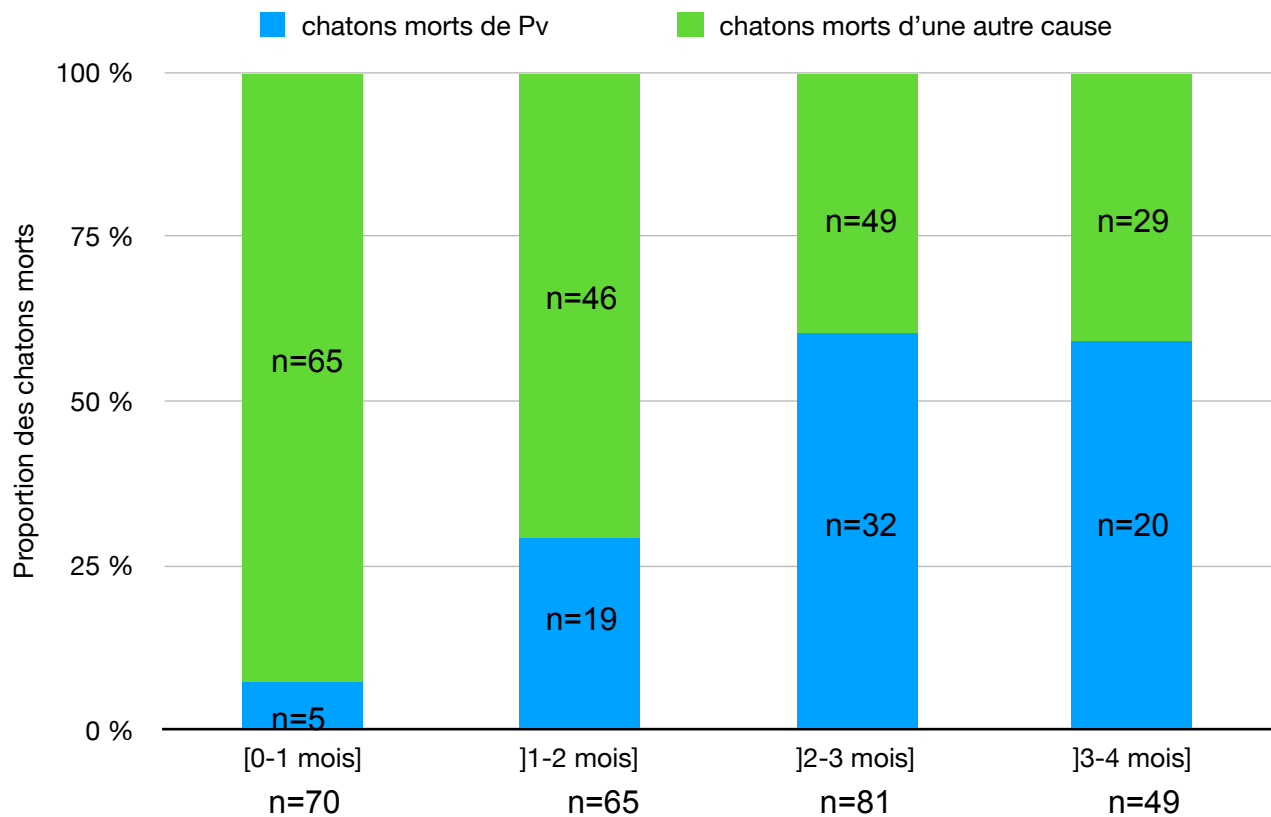


Figure 11 : Comparaison de l'âge à la mort des chatons morts de parvovirus (Pv) ou non

2) Durée des signes cliniques

Sur les 65 chatons dont la durée des signes clinique était renseignée, 54 (83,0%) chatons ont présenté des signes cliniques moins de 5 jours avant la mort, 7 (10,8%) entre 5 et 15 jours et seulement 4 (6,2%) plus de 15 jours.

3) Orientations cliniques

Les chatons morts de parvovirus félin (Figure 12) ont une prédominance nette des orientations générale (81,7%) et digestive (62,2%). Les autres orientations cliniques sont très peu représentées.

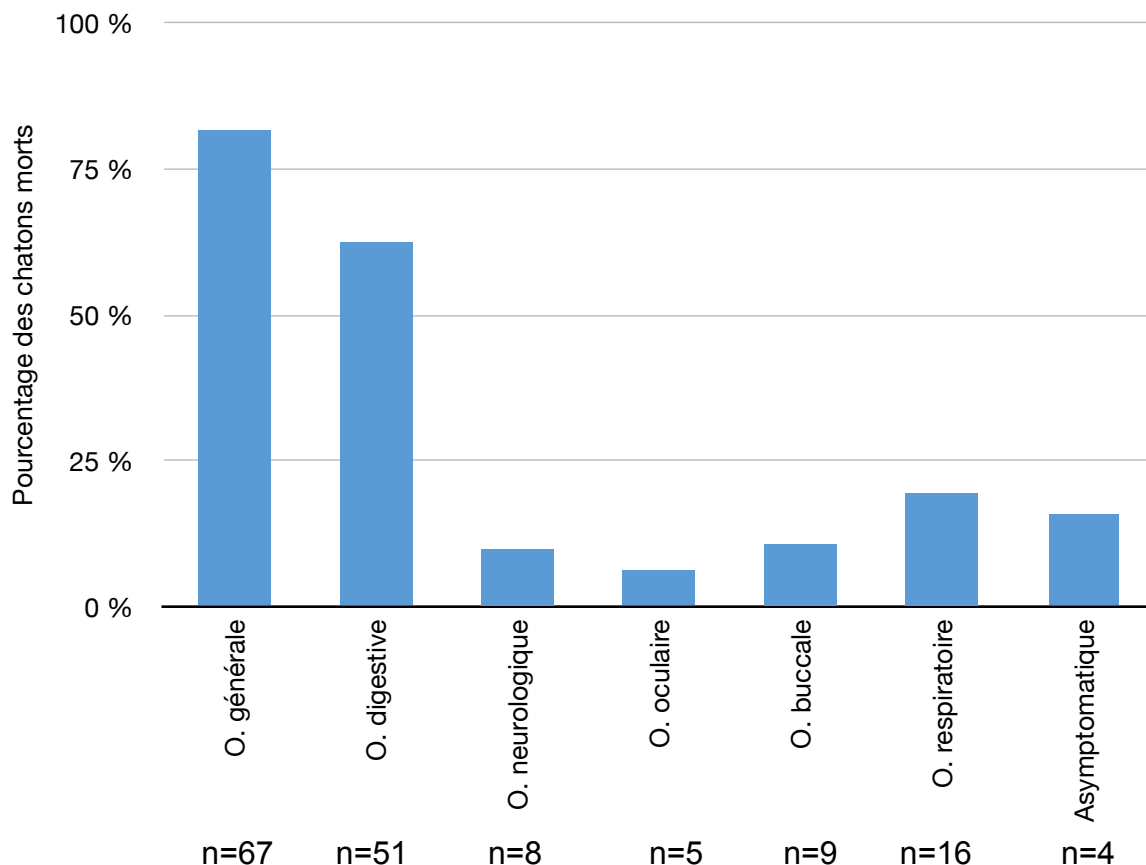


Figure 12 : Orientations cliniques (O.) des chatons morts de parvovirus félin et ayant une description clinique renseignée (n= 82 chatons)

Parmi les 207 chatons dont la description clinique est renseignée et qui ont des échantillons interprétables pour rechercher le parvovirus, 82 sont morts du parvovirus et 125 sont morts d'une autre cause excluant le parvovirus (coronavirus, pathogène respiratoire ou cause inconnue). Leurs orientations cliniques sont présentées dans le Tableau 6. Le but est de déterminer si une orientation clinique *ante-mortem* peut orienter fortement vers l'agent pathogène qui en est la cause.

Tableau 6 : Orientation clinique (O.) des chatons dont les échantillons sont interprétables pour le parvovirus (Pv) morts ou non de ce pathogène (n=207 chatons)

Les résultats du tableau sont présentés en nombre de chatons (proportion de chatons %). Un chaton peut présenter plusieurs orientations cliniques.

	O. générale	O. digestive	O. neurologique	O. oculaire	O. buccale	O. respiratoire	Asympto.	Total
Morts de Pv	67 (81,7%)	51 (62,2%)	8 (9,8%)	5 (6,1%)	9 (11,0%)	16 (19,5%)	4 (4,9%)	82
Autre cause de mort	94 (75,2%)	41 (32,8%)	13 (10,4%)	10 (8,0%)	7 (5,6%)	41 (32,8%)	9 (7,2%)	125

Un chaton mort de parvovirus a plus de chance qu'un autre de présenter des signes digestifs avant de mourir ($K\chi^2 = 17,33$; $p < 0,05$). Sur 112 chatons présentant des signes digestifs avant de mourir, 51 (45,5%) sont mort de Pv.

Inversement, un chaton mort de parvovirus a moins de chance qu'un autre de présenter des signes respiratoires ($K\chi^2 = 4,38$; $p < 0,05$). Seuls 10 chatons morts de parvovirus présentaient des signes respiratoires sans signes digestifs.

En revanche, les autres orientations cliniques ou le fait d'être asymptomatique n'aiguillent pas vers le parvovirus en particulier.

4) Signes cliniques

Le détail des signes cliniques en pourcentage est présenté sur le diagramme en barre suivant (Figure 13).

Plus d'un quart des chatons ont présenté des signes cliniques généraux tels que la baisse de forme et d'appétit (44,2% des chatons), la déshydratation (40,2%), l'hyperthermie (25,5%), ainsi que des signes digestifs tels que diarrhée de tout type (37,3%) et vomissements (31,4%).

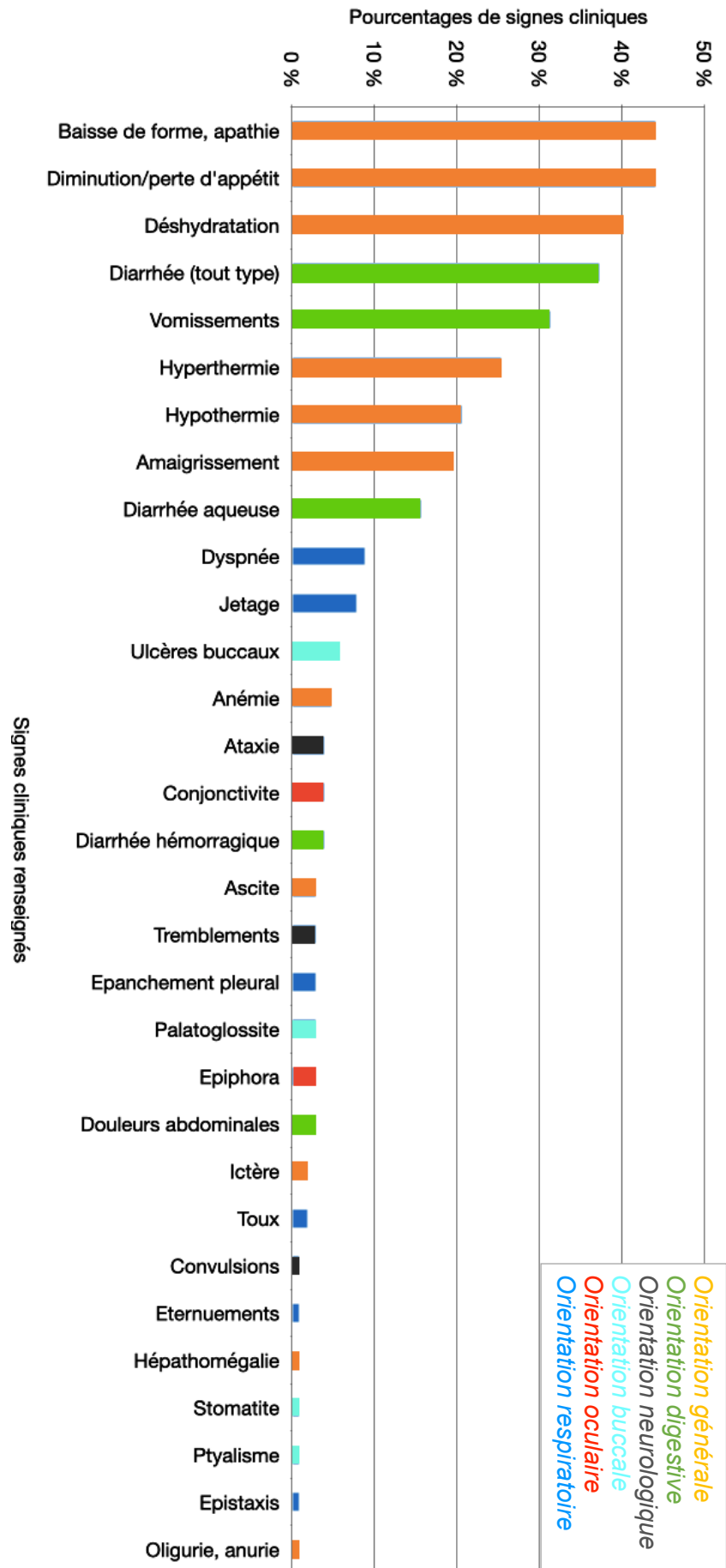


Figure 13 : Répartition des signes cliniques en pourcentage des chatons morts de parvovirus et ayant une description clinique renseignée (n= 82 chatons)

B. Étude clinique des chatons morts de coronavirus félin

Parmi les 39 chatons morts de coronavirus, 34 avaient une description clinique renseignée. Parmi eux, 1 était asymptomatique. La durée des signes cliniques a été renseignée pour 31 chatons.

Le coronavirus a été trouvé seul dans 25 cas (64,1%). Il est associé au parvovirus dans 10 cas (25,6%) et à deux agents respiratoires dans 2 cas (5,1%). Enfin une co-infection de trois agents infectieux dont le coronavirus a été trouvé chez 2 individus (5,1%).

1) Âge de la mort

La répartition des chatons morts de coronavirus dans les différentes classe d'âge est très similaire à celle du parvovirus (Figure14).

En effet, plus de trois quarts (77%) des chatons morts de coronavirus sont âgés de plus de 2 mois. Les chatons de moins d'un mois représentent seulement 5%.

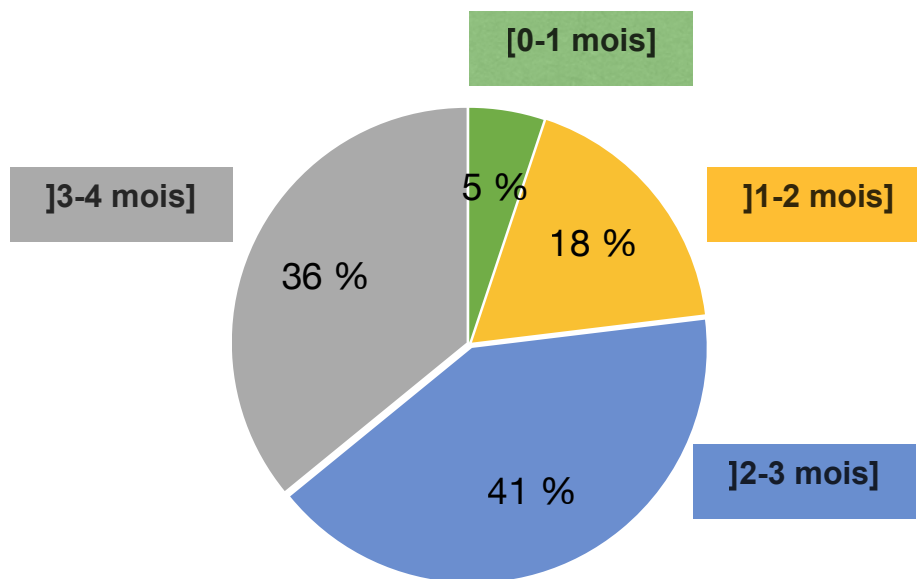


Figure 14 : Âge à la mort des chatons morts de coronavirus félin (n=39 chatons)

La proportion de chatons morts de coronavirus augmente avec l'âge ($\text{Khi}^2 = 40,33$; $p < 0,05$).

De plus, en comparant l'âge à la mort des chatons morts de coronavirus à la moyenne d'âge à la mort dans la population initiale (Figure 15), le coronavirus n'est pas la cause

principale de la mort. La différence est surtout flagrante pour les chatons de moins d'un mois : une très faible proportion est morte du Cor comparé à la population générale.

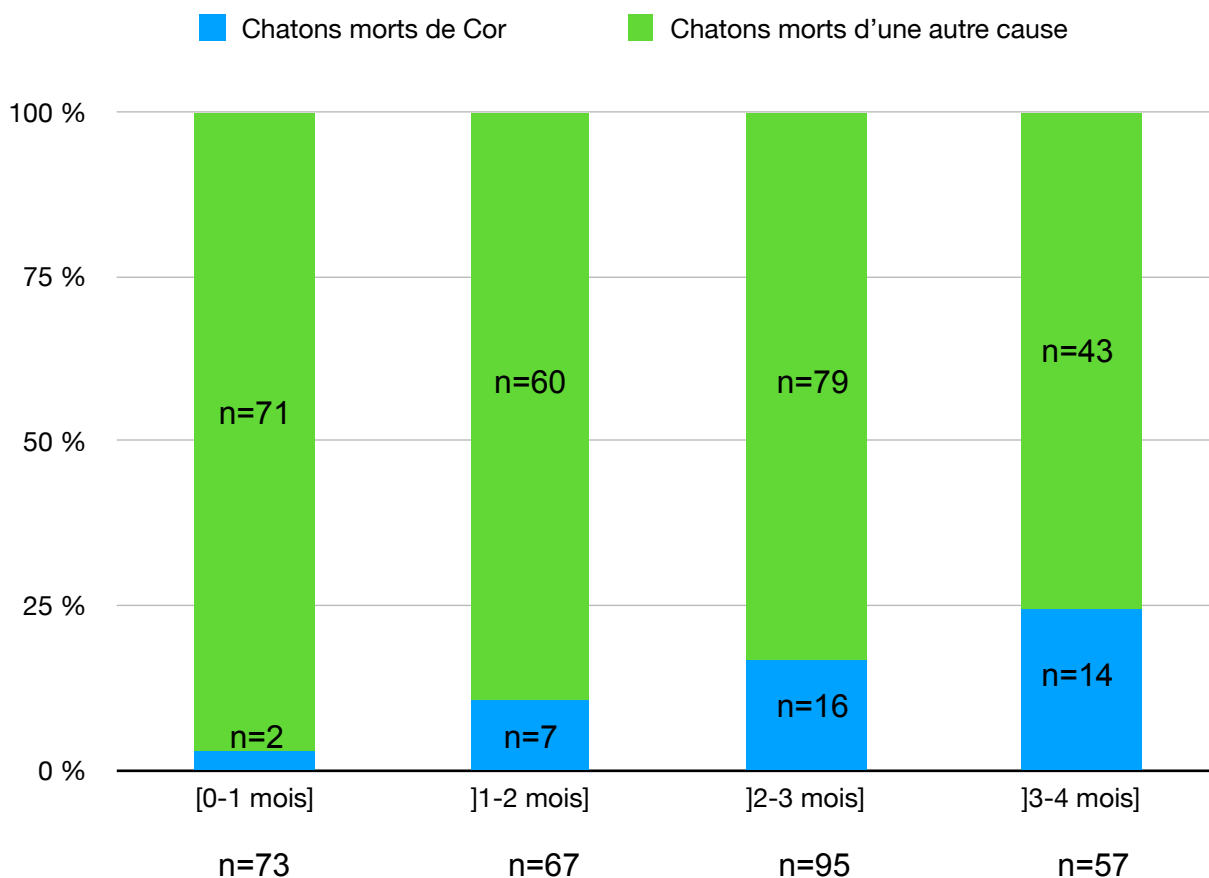


Figure 15 : Comparaison de l'âge à la mort des chatons morts de coronavirus (Cor) ou non

2) Durée des signes cliniques

Sur les 31 chatons dont la durée des signes clinique était renseignée, 16 (51,6%) chatons ont présenté des signes cliniques moins de 5 jours avant la mort, 10 (32,3%) entre 5 et 15 jours et 5 (16,1%) plus de 15 jours.

3) Orientation clinique

L'orientation clinique des chatons morts de coronavirus est relativement homogène (Figure 16), avec une prédominance nette des signes généraux (85,2%) peu spécifiques. Ici encore, toutes les orientations sont représentées en proportion relativement équivalente (autour de 25% sauf pour l'orientation buccale très faiblement représentée).

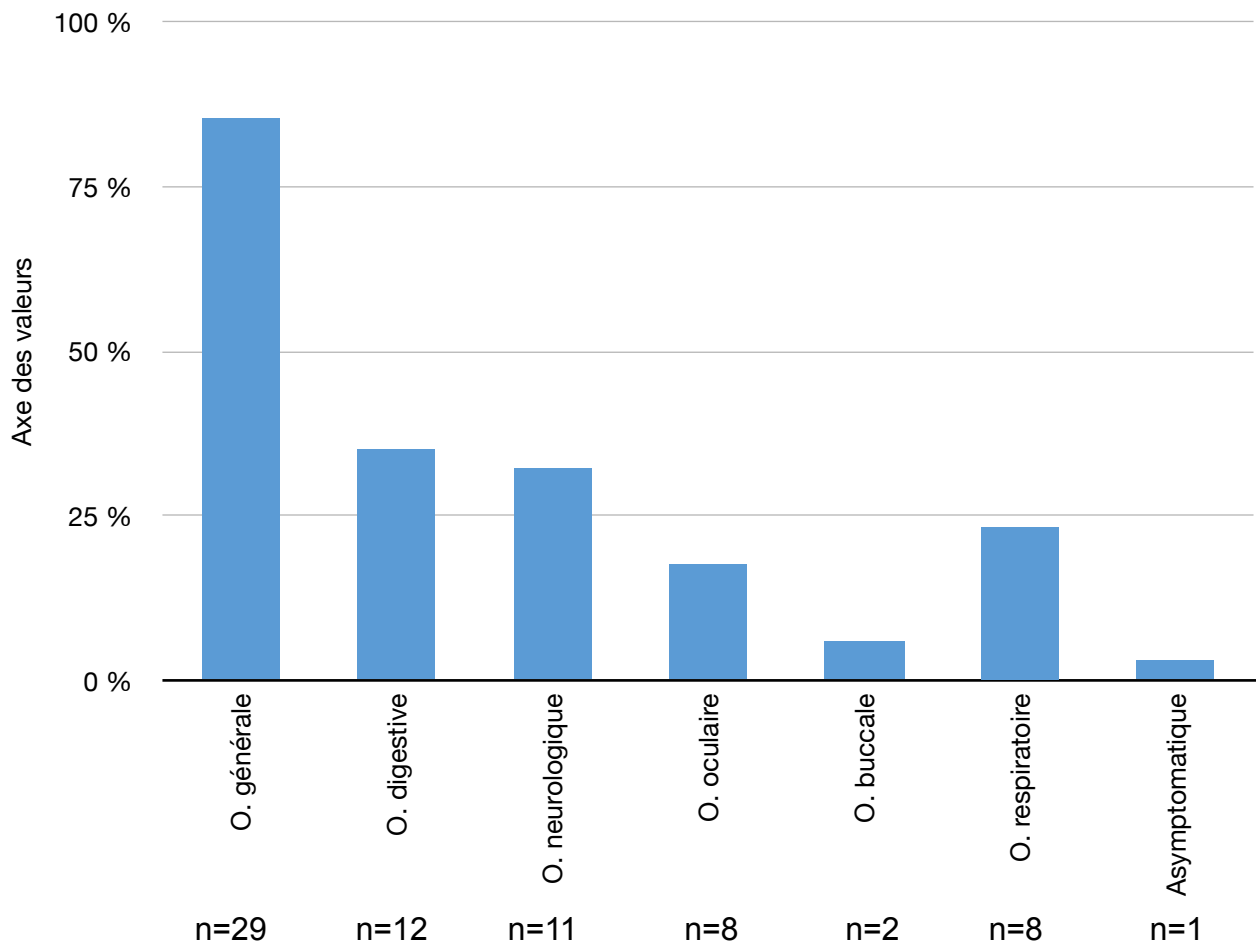


Figure 16 : Orientations cliniques (O.) des chatons morts de coronavirus félin et ayant une description clinique renseignée (n= 34 chatons)

Parmi les 232 chatons dont la description clinique est renseignée et dont les échantillons sont interprétables pour le coronavirus, 34 sont morts du coronavirus et 198 sont morts d'une autre cause excluant le coronavirus (parvovirus, pathogène respiratoire ou cause inconnue). Leurs orientations cliniques sont présentées dans le Tableau 7. Le but est de déterminer si une orientation clinique *ante-mortem* peut orienter fortement vers l'agent pathogène qui en est la cause.

Tableau 7 : Orientation clinique (O.) des chatons dont les échantillons sont interprétables pour le coronavirus (Cor) morts ou non de ce pathogène (n=232 chatons)

Les résultats du tableau sont présentés en nombre de chatons (proportion de chatons %). Un chaton peut présenter plusieurs orientations cliniques.

	O. générale	O. digestive	O. neurologique	O. oculaire	O. buccale	O. respiratoire	Asympto.	Total
Morts de Cor	29 (85,2%)	12 (35,2%)	11 (32,3%)	6 (17,6%)	2 (5,9%)	8 (23,5%)	1 (2,9%)	34
Autre cause de mort	152 (76,7%)	91 (45,9%)	15 (7,6%)	15 (7,6%)	16 (8,1%)	61 (30,8%)	13 (6,6%)	198

Un chaton infecté par le coronavirus félin sera plus susceptible qu'un chaton mort d'une autre cause d'avoir des signes neurologiques avant la mort ($\text{Khi}^2 = 17,90$; $p < 0,05$). Sur 27 chatons ayant présenté des signes neurologiques avant de mourir, 11 (40,7%) sont morts du coronavirus.

En revanche, les autres orientations cliniques ni le fait d'être asymptomatique ne permettent pas d'aiguiller le diagnostic en faveur du coronavirus.

4) Signes cliniques

Le détail des signes cliniques en pourcentage est présenté sur le diagramme en barre suivant (Figure 17).

La majorité des chatons ont présenté des signes cliniques généraux tels que la baisse de forme (56,4% des chatons), d'appétit (41,0%), la déshydratation (30,8%), l'amaigrissement (28,2%) et l'hyperthermie (23,1%). Le principal signe clinique autre que général est d'orientation neurologique : il s'agit de l'ataxie (23,1%). Les autres types de symptômes sont quasiment tous représentés mais en faible proportion (moins de 15%).

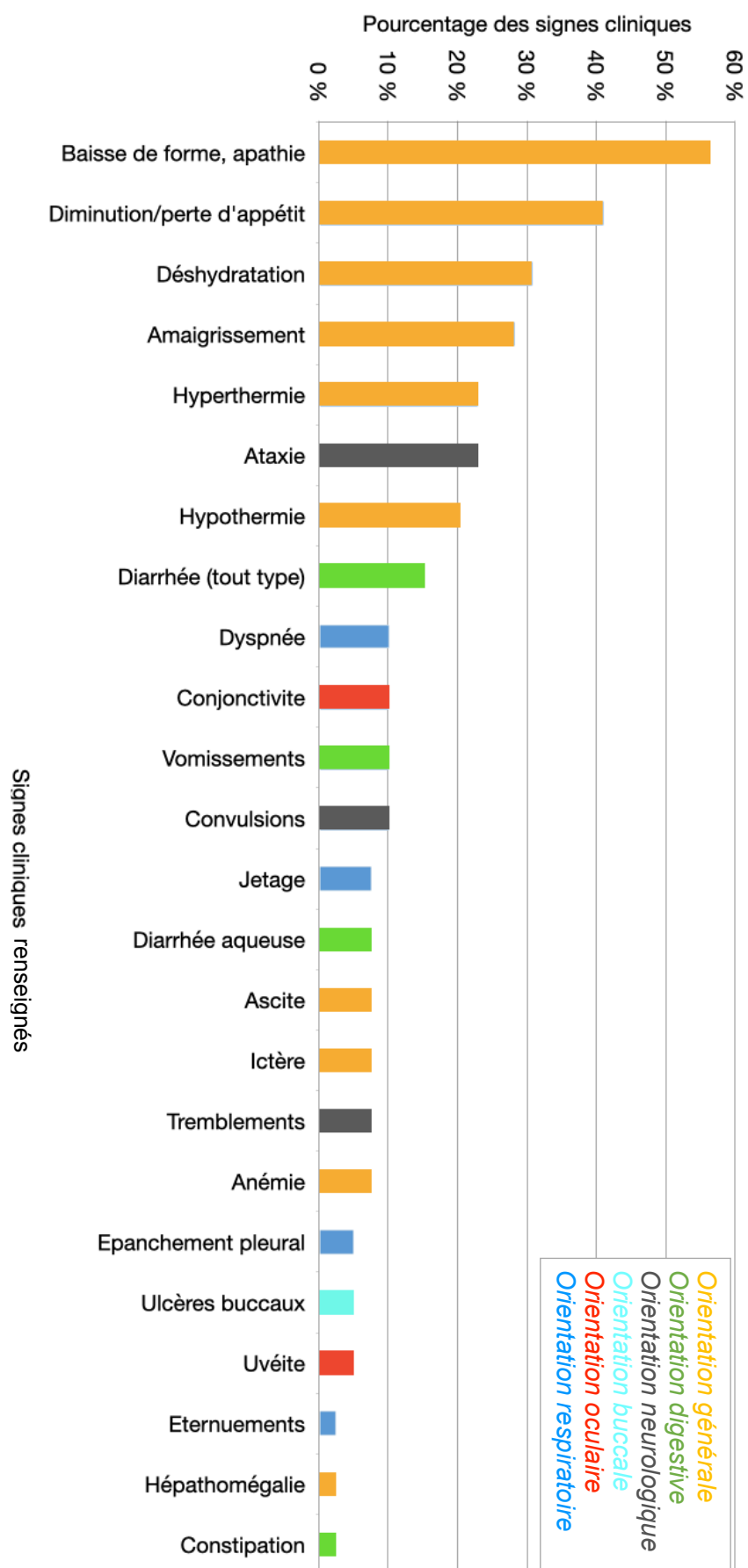


Figure 17 : Répartition des différents signes cliniques en pourcentage parmi les chatons morts de coronavirus et ayant une description clinique renseignée (n= 34 chatons)

C. Étude clinique des chatons morts d'un pathogène respiratoire

1) Regroupement des pathogènes respiratoires et co-infections

De nombreux chatons sont positifs à plusieurs agents pathogènes à tropisme respiratoire en même temps, avec des charges infectieuses suffisantes pour être la cause de la mort pour chacun.

En les regroupant tous, on arrive à un total de 235 chatons dont les échantillons prélevés sont interprétables pour au moins un agent infectieux respiratoire, avec 52 chatons morts d'une cause respiratoire.

Sur ces 52 chatons, 27 (51,9%) sont morts d'un seul agent infectieux, ce qui signifie que l'autre moitié des chatons est mort d'une co-infection. En effet, il y a 11 cas (21,2%) de co-infection de deux pathogènes respiratoires dont 8 (15,4%) est l'association de *Mycoplasma felis* et *Bordetella bronchiseptica*. 10 (19,2%) individus sont morts d'une co-infection entre un agent respiratoire et le parvovirus. Enfin, 4 (7,7%) chatons sont morts d'une association de 3 agents pathogènes.

Ainsi pour l'étude clinique, la catégorie « mort d'un pathogène respiratoire » regroupera les chatons morts de calicivirus félin, herpesvirus félin, *Bordetella bronchiseptica* et *Mycoplasma felis*. Quand cela est pertinent, les agents pathogènes seront étudiés séparément.

2) Âge de la mort

La répartition au sein des différentes classe d'âge est différente selon les agents respiratoires (Figure 18).

Les chatons infectés par l'herpesvirus félin ont plus de chance de mourir jeunes, avant l'âge d'un mois ($\text{Khi}^2 = 11,97$; $p < 0,05$). Plus leur âge augmente et moins les chatons risquent d'en mourir. D'ailleurs aucun chaton mort de plus de 3 mois n'était positif à l'herpesvirus.

Au contraire, pour les autres pathogènes respiratoires, il n'y a aucun lien entre l'âge et la cause de la mort (à chaque fois $\text{Khi}^2 < 7,81$; $p < 0,05$).

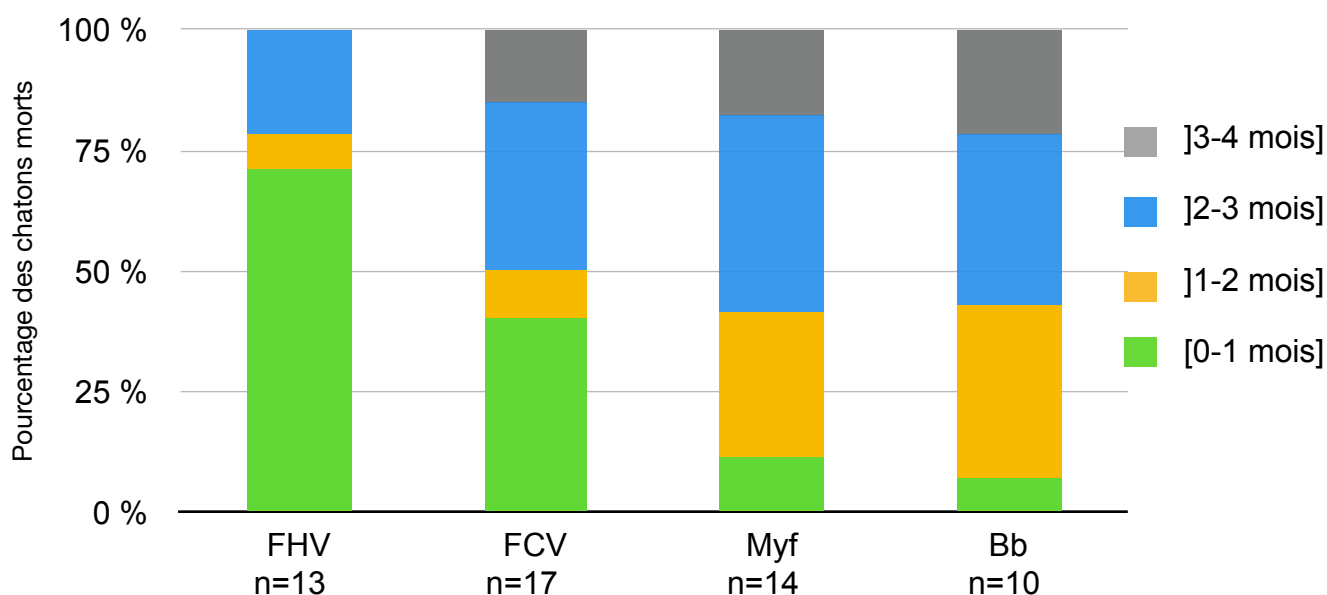


Figure 18 : Répartition de l'âge à la mort des différents pathogènes respiratoires

FHV : herpesvirus félin, FCV : calicivirus félin, Myf : *Mycoplasma felis*, Bb : *Bordetella bronchiseptica*

3) Durée des signes cliniques

Sur les 36 chatons dont la durée des signes clinique était renseignée, 27 (75%) chatons ont présenté des signes cliniques moins de 5 jours avant la mort, 6 (16,7%) entre 5 et 15 jours et 3 (8,3%) plus de 15 jours.

4) Orientations cliniques avant la mort

Parmi les 52 chatons morts d'au moins un pathogène respiratoire, 44 avaient une description clinique renseignée. Parmi eux 4 étaient asymptomatiques.

Parmi les orientations cliniques des chatons morts d'au moins un pathogène respiratoire (Figure 19), les orientations générale (75%) et respiratoire (63,6%) prédominent largement. L'orientation neurologique est quasiment inexistante.

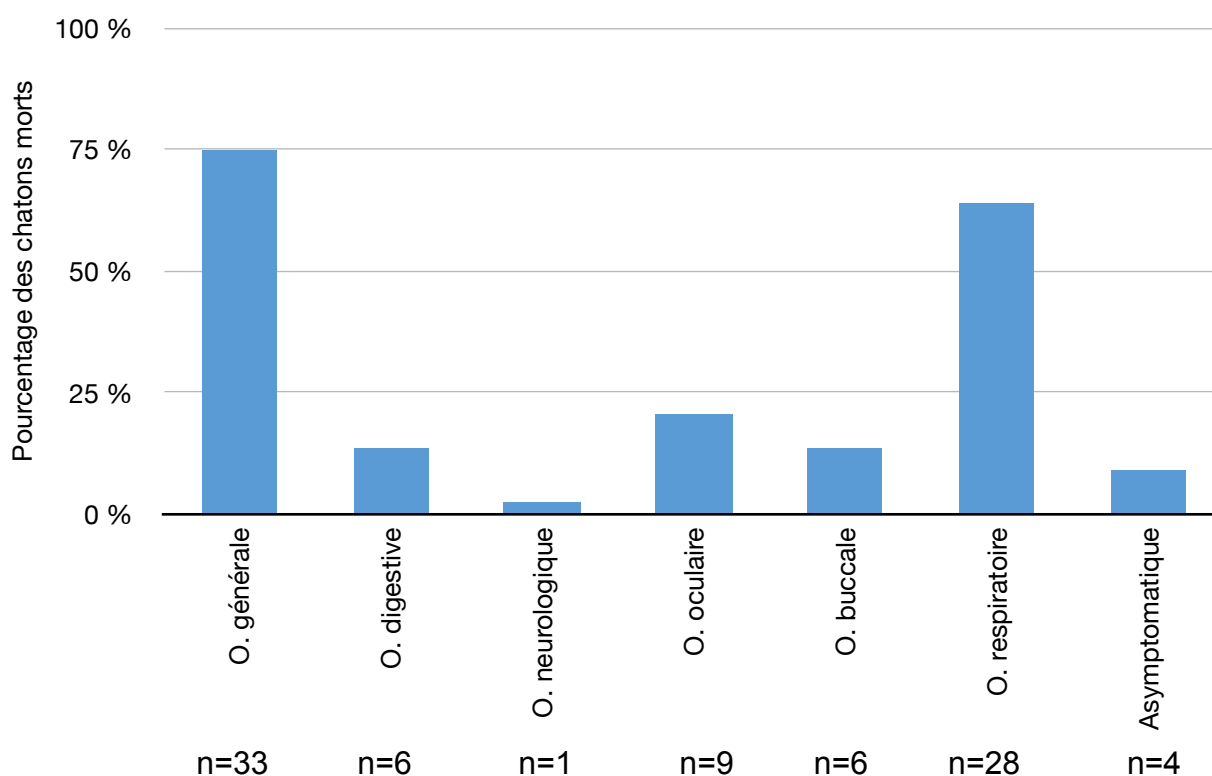


Figure 19 : Orientation clinique (O.) des chatons morts d'au moins un pathogène respiratoire et ayant une description clinique renseignée (n=44 chatons)

Le détail des orientations cliniques selon chaque pathogène respiratoire est présenté dans le diagramme cumulé (Figure 20).

L'herpesvirus félin a un tableau clinique très réduit : les chatons morts de ce virus ont présenté avant la mort seulement des signes généraux, oculaires et respiratoires. C'est le seul pathogène respiratoire à n'être associé à aucun signe digestif.

Au contraire, le calicivirus félin a un tableau clinique plus varié car il comporte une orientation neurologique avec 5,9% des cas, qui n'apparaît pour aucun autre pathogène respiratoire. Les signes buccaux sont également en plus grande proportion avec 29,4% contre moins de 10% des cas pour les autres agents respiratoires. En revanche, les signes respiratoires ne sont pas majoritaires avec seulement 41,2% contre 75 à 95% pour les autres agents respiratoires.

Mycoplasma felis et *Bordetella bronchiseptica* ont quasiment le même profil clinique avec des orientations générale et respiratoire majoritaires.

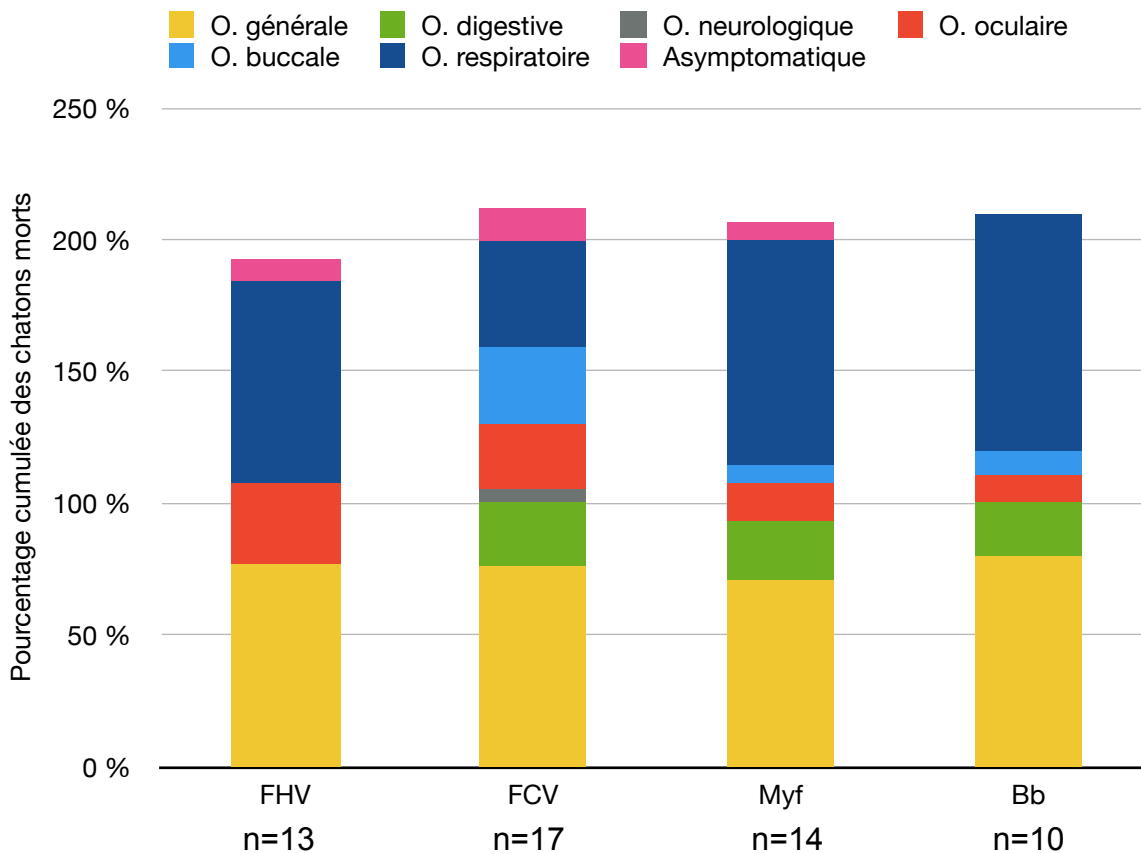


Figure 20 : Orientations cliniques (O.) lors d'infection par un pathogène respiratoire ayant entraîné la mort

FHV : herpesvirus félin, FCV : calicivirus félin, Myf : *Mycoplasma felis*, Bb : *Bordetella bronchiseptica*

Parmi les 180 chatons dont la description clinique est renseignée et dont les échantillons sont interprétables pour au moins un agent infectieux respiratoire, 44 sont morts d'une cause respiratoire et 136 sont morts d'une autre cause (coronavirus, parvovirus ou cause inconnue). Leurs orientations cliniques sont présentées dans le Tableau 8. Le but est de déterminer si une orientation clinique *ante-mortem* peut orienter fortement vers l'agent pathogène qui en est la cause.

Tableau 8 : Orientation clinique (O.) des chatons dont les échantillons sont interprétables pour au moins un agent respiratoire morts ou non de ce(s) pathogène(s) (n=180 chatons)

Les résultats du tableau sont présentés en nombre de chatons (proportion de chatons %). Un chaton peut présenter plusieurs orientations cliniques.

	O. générale	O. digestive	O. neurologique	O. oculaire	O. buccale	O. respiratoire	Asympto.	Total
Morts d'au moins un agent respiratoire	33 (75%)	6 (13,6%)	1 (2,2%)	9 (20,5%)	6 (13,6%)	28 (63,6%)	4 (9,0%)	44
Autre cause de mort	102 (75%)	70 (51,5%)	11 (8,1%)	8 (5,9%)	11 (8,1%)	29 (21,3%)	10 (7,4%)	136

Par conséquent, un chaton mort d'un des agents respiratoires aura plus de chance de présenter des signes respiratoires ($K\chi^2 = 27,51$; $p < 0,05$) et oculaires ($K\chi^2 = 8,25$; $p < 0,05$) avant la mort. Sur 85 chatons ayant présentés des signes respiratoires, 28 (32,9%) sont morts d'un pathogène respiratoire.

En revanche, si le chaton a des signes digestifs, c'est peu probable que la cause de la mort soit un pathogène respiratoire ($K\chi^2 = 19,51$; $p < 0,05$). Sur 112 chatons présentant des signes digestifs avant de mourir, 6 (5,3%) sont morts d'un pathogène respiratoire.

En particulier, un chaton mort de calicivirus est plus susceptible qu'un chaton mort d'une autre cause respiratoire d'avoir eu des signes buccaux avant la mort ($K\chi^2 = 8,75$; $p < 0,05$). Sur les 23 chatons ayant présenté des signes buccaux, 5 (21,7%) sont morts du calicivirus. De même, un individu mort d'herpesvirus d'avoir eu des signes oculaires ($K\chi^2 = 7,45$; $p < 0,05$). Sur les 25 chatons ayant présenté des signes oculaires, 4 (16%) sont morts de l'herpesvirus.

5) Signes cliniques avant la mort

Le détail des signes cliniques en pourcentage est présenté sur le diagramme en barre suivant (Figure 21).

La majorité des chatons ont présenté des signes cliniques généraux tels que baisse de forme (53,9%) et diminution d'appétit (36,5%) ainsi que des signes respiratoires dont le principal signe est la dyspnée (48,1%).

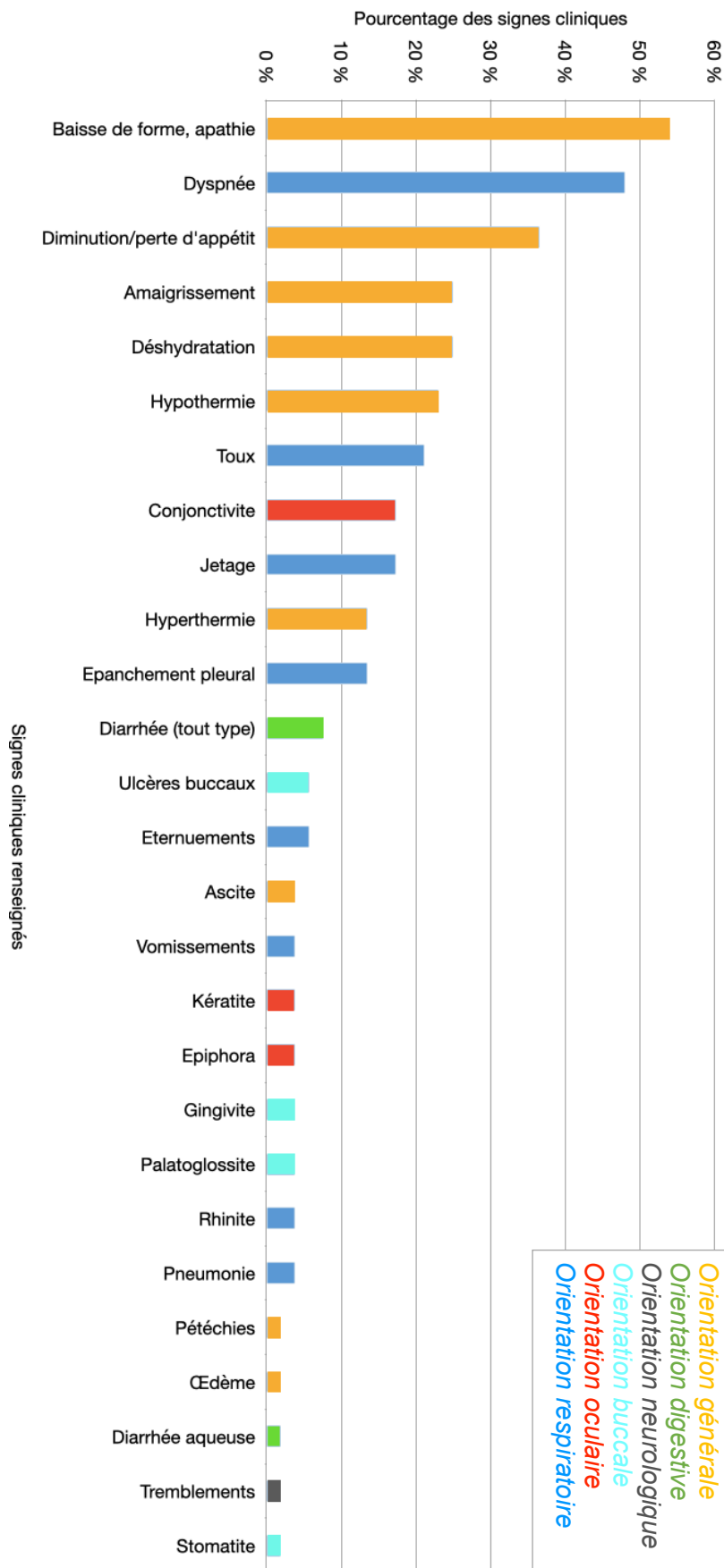


Figure 21 : répartition des différents signes cliniques en pourcentage parmi les chatons morts d'au moins un pathogène respiratoire et ayant une description clinique renseignée, n= 44

DISCUSSION

Les résultats présentés ici afin de déterminer si la population étudiée est représentative de la situation en France, puis d'exposer les limites rencontrées notamment à cause de la façon dont les données ont été renseignées. Ensuite, les résultats obtenus vont être comparés aux données disponibles dans la littérature. Pour finir, nous soulignerons l'intérêt que représente la technique de PCR dans ce type d'étude, et les perspectives envisagées.

I/ Limites des données de base

A. Collecte des données

La première limite de cette étude est le remplissage du formulaire pour les analyses PCR fourni par Scanelis. En effet, rares sont les feuilles qui ont été entièrement remplies.

1) Renseignement de l'âge

L'âge n'était pas toujours correctement renseigné. En effet, parfois seulement la date de naissance était connue, il a fallu calculer l'âge approximatif en prenant en compte la date de réception de l'échantillon comme étant proche de la date de la mort. Au total, les quatre classes d'âge de 0 à 4 mois étaient de taille relativement homogènes. Or d'après la littérature, la mortalité chez le chaton est plus élevée dans les deux premier mois et en particulier lors des premiers jours de vie (Malandain *et al.*, 2006).

La répartition de notre population en terme d'âge diffère de celle de la littérature (Tableau 9). En effet, si le taux de mortalité de chatons morts de moins de 2 jours de cette étude est semblable aux données bibliographiques, le pourcentage de mortalité au cours de la première semaine est sous-estimée d'environ deux fois celle de la littérature (dans cette étude 25 chatons sont morts avant une semaine parmi les 69 chatons morts avant 21 jours). De même, le taux de mortalité néonatale total est environ quatre fois plus important que les données de la bibliographie.

Tableau 9 : Taux de mortalité néonatale en début de vie des chatons dans la littérature

	Cane, 2020 n= 6106 chatons	Lecourtois, 2018 n = 4152 chatons	Population d'étude n=334 chatons
Taux de mortalité néonatale [0-21] jours	5,7 %	5,3 %	20,7 %
Taux de mortalité [0-2] jours	2,4 %	2,6 %	2,1 %
Pourcentage de chatons morts la 1ère semaine de vie	68,8 %	Environ 70%	36,2 %

Concernant la période pédiatrique (les chatons entre trois semaines et quatre mois), elle est également fortement sur-estimée car quasiment 80% des chatons de cette étude sont morts à plus de 21 jours. Aucune étude ne va jusqu'à 4 mois chez le chaton. Fournier *et al* (2017) évalue à 7,9% le taux de mortalité néonatal et pédiatrique (chatons de moins de 2 mois) sur une population de 28 065 chatons alors que notre population le taux est de 22,5%.

Cela peut éventuellement s'expliquer par le fait que notre base de données est constituée de chatons morts pour lesquels une demande de PCR a été faite. Cette analyse coûtant cher, les motivations pour rechercher la cause de la mortalité augmentent avec l'âge du chaton : en effet, le propriétaire a eu le temps de s'attacher à l'animal et veut investiguer (que ce soit pour des raisons affectives ou d'expertise légale) s'il vient à mourir.. La durée des symptômes étant en générale plus longue, parfois un traitement ou des examens *ante-mortem* ont pu être réalisés et cette analyse peut également permettre de compléter le diagnostic en cas de mort. De plus, la mortalité des chatons de moins d'un mois est souvent vécue comme une fatalité, quelque chose de normal donc les demandes d'analyses sont moins nombreuses chez les très jeunes animaux

2) Renseignement du sexe

Dans cette étude, pour 73 chatons (21,9%) le sexe n'est pas renseigné. Cette proportion diminue avec l'âge : parmi ces chatons, 53 % (39) ont moins d'un mois, 23% (17) ont entre 1 et 2 mois, 14% (10) ont entre 2 et 3 mois et 10% (7) ont plus de 3 mois.

Ceci s'explique probablement par la difficulté à déterminer le sexe chez le chaton. Au cours du premier mois de vie, le sexe est établi subjectivement sur la base de la distance and-génitale.

3) Renseignement de la race

Dans la population de cette étude, 185 chatons étaient inscrits ou dessinés à être inscrits au LOOF. La figure 22 compare la proportion des différentes races dans notre population et dans les pédigrées délivrés par le LOOF sur la période de l'étude (entre 2010 et 2019). 24 races sont représentées dans notre étude contre 74 races reconnues par le LOOF.

Le classement des 10 races les plus représentées au LOOF et dans notre échantillon est quasiment similaire, seul le Sibérien est absent de la population d'étude. Le classement des races en terme de nombre de chatons est différent entre les deux populations.

Dans la population d'étude, certaines races sont sur-représentées comme le Persan (2,4% plus représenté dans notre population que dans le LOOF), le British shorthair (2,8%), le Ragdoll (3,0%) ou le Sphynx (3,4%) alors qu'au contraire d'autres sont sous-représentées telles que le Chartreux (5,8% plus représenté dans le LOOF que dans notre population).

De plus, certaines races semblent être plus sensibles à la mortalité néonatale et pédiatrique, telles que, parmi les rares représentées dans notre population, l'Angora turc ou le British shorthair (Fournier *et al* , 2017).

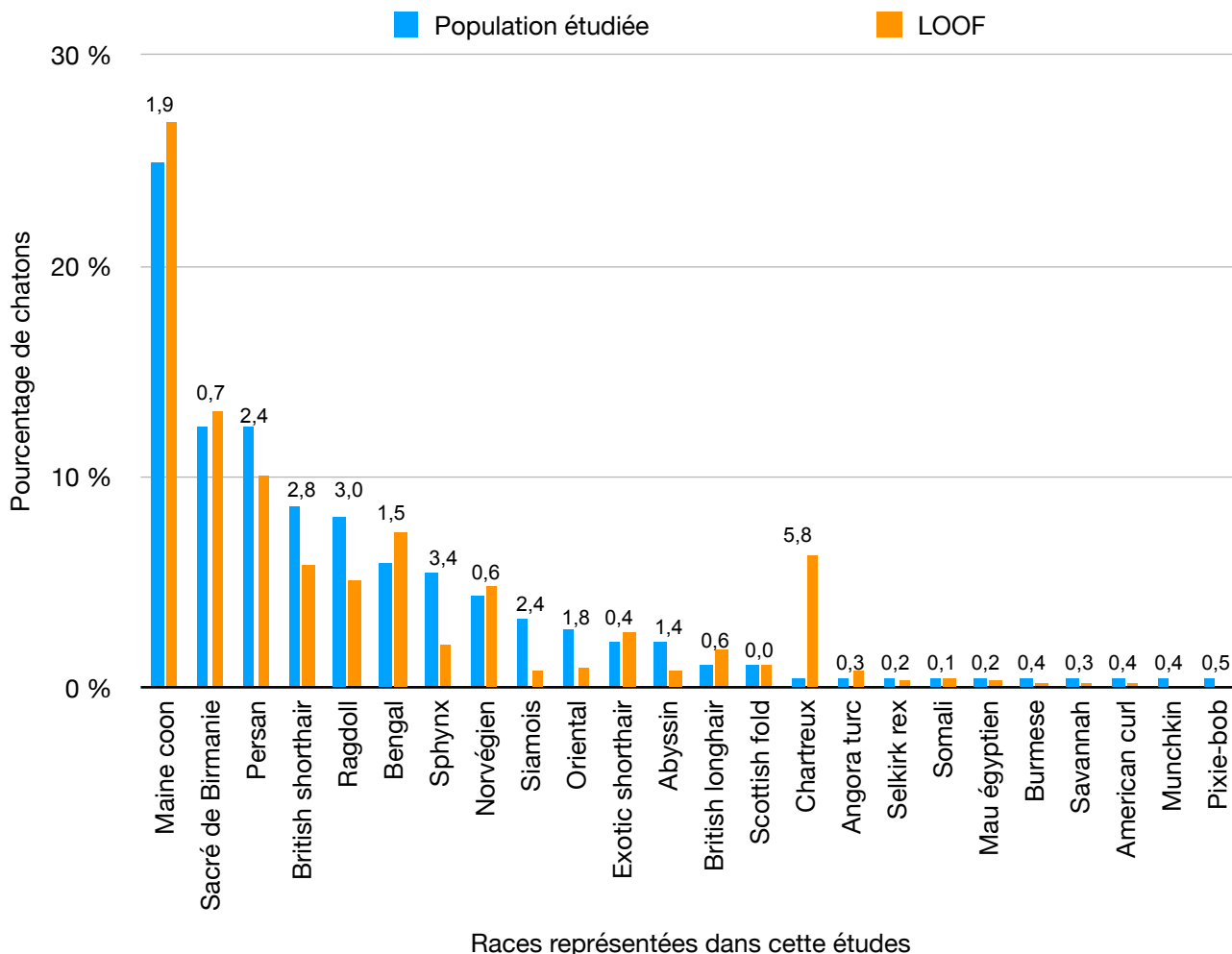


Figure 22 : Composition raciale dans la population étudiée (n=185 chatons) et des pédigrées délivrés par le LOOF (n=342 682 chatons) entre 2010 et 2019.

La différence entre les deux populations est indiquée en valeur absolue du nombre de points de différence de pourcentage au dessus de chaque race

4) Renseignement de la description clinique

La description clinique n'était pas toujours correctement remplie alors qu'il existe une case « animal asymptomatique » qui pouvait être cochée par les vétérinaires. Quand rien n'était renseigné, les chatons ont été écartés de l'étude clinique pour conserver des données fiables alors qu'ils étaient peut être asymptomatiques avant de mourir, ce qui est une grande perte de données car cela concerne 18,6% des individus.

De plus le formulaire de demande d'analyses a été modifié en 2013 avec l'apparition de la case permettant de renseigner le statut « mort » ou « vivant » du chaton pour lequel les analyses ont été demandées. Cette case a permis une sélection plus facile des données puisqu'avant cette période, les chatons ont été considérés comme morts sur la base de la nature des prélèvements (poumons, reins,...). Un chaton était considéré comme mort si

au moins un des prélèvements réalisés ne pouvait avoir été effectué que sur un cadavre. Certains chatons ont ainsi été probablement exclus de la base par excès.

Enfin la durée de signes cliniques n'a pas non plus été remplie à chaque fois, ce qui limite également l'étude clinique. En effet, il manque cette donnée pour 30% des chatons.

B. Représentativité de la population étudiée

Une population de 334 chatons morts fait de cette population une des plus grosses bases de données pour l'étude des causes infectieuses de mortalité néonatale et pédiatrique du chaton, l'étude de Cave *et al* (2002) comptant 274 chatons, mais la question de la représentativité de cette population par rapport à la population de chatons morts en France sur la même période se pose.

Par exemple, 342 682 chatons ont été enregistrés au LOOF sur les 9 ans de l'étude (entre 2010 et 2019). Selon Fournier *et al* (2017), le taux de mortalité néonatale et pédiatrique (entre la naissance et l'âge de 2 mois) est d'environ 8,2% (obtenu sur 28 065 chatons de pure race) : 28 100 chatons de pure race sont donc morts entre 2010 et 2019, alors que seuls 99 chatons LOOF de moins de 2 mois sont présents dans notre base de données. Notre base ne contiendrait donc que 0,35% des chatons morts avant l'âge de 2 mois en France sur la période.

Pour les chatons européens, il est difficile d'avoir un compte exact du nombre de chats nés en France car peu sont identifiés.

La recherche d'agents infectieux par PCR est encore peu réalisée dans les cas de mortalité néonatale et pédiatrique des chatons. En effet, l'investigation de la cause de la mort est tout d'abord peu réalisée quelque soit la méthode, que ce soit à cause du coût, de l'évidence de la cause de la mort (malformations congénitales visibles, traumatismes,...) ou encore de la fatalité de la mort du chaton.

Enfin, les données utilisées dans cette étude ne proviennent que d'un laboratoire d'analyses, il aurait été intéressant d'avoir accès aux données d'autres laboratoires pour augmenter la taille de la base de données.

C. Collecte des échantillons

Parmi les données de la population, toutes ne sont pas utilisables. En effet, certains prélèvements sont ininterprétables : soit la nature de l'échantillon n'est pas compatible

avec le pathogène recherché, soit certains sont non identifiés pour rechercher *a posteriori* les autres agents infectieux. Le problème est surtout qu'on ne dispose pas toujours de tous les échantillons nécessaires et que souvent l'intestin a été mélangé avec les autres échantillons et empêche d'interpréter correctement les données. En prenant l'exemple du coronavirus, si le prélèvement est positif mais contient un mélange d'intestins et d'autres organes, il est impossible de conclure car on ne peut pas savoir si c'est l'intestin qui a contaminé les organes ou si le virus se trouvait déjà dans les autres organes.

Ainsi, même en diminuant le nombre d'agents pathogènes d'intérêt aux six choisis dans la présente étude, le nombre de chatons où il est possible d'obtenir un résultat interprétable pour les six agents à la fois, pour conclure et surtout exclure qu'ils soient cause de la mort. La population dite « pure » ne compte que 90 chatons soit seulement 27% de la base de départ. C'est pour cela qu'il a été décidé d'étudier les agents infectieux séparément en raisonnant sur l'effectif « interprétable » pour un pathogène à la fois. Cet effectif ne contient que des chatons dont les prélèvements sont compatibles avec l'agent pathogène recherché, et donc on peut conclure avec certitude que l'échantillon est positif ou négatif pour l'agent infectieux en question. En effet, si les échantillons ne sont pas interprétables pour un agent pathogène, on ne peut rien conclure sur son implication dans la mort du chaton.

D. Détermination de la cause de la mort

Les seuils de charge à partir desquels l'agent pathogène est considéré comme cause de la mort (Tableau 3) ont été fixés après discussion avec Corine Boucraut-Baralon (Scanelis). Ces seuils sont propres au laboratoire, il n'existe pas de base de données scientifiques dans la bibliographie. Chez les adultes, l'imputabilité de la mort et l'interprétation de la charge d'un agent pathogène sont réalisées en fonction du tableau clinique. Ici, en raison de l'absence de données chez les jeunes chatons, la cause de la mort a été déterminées uniquement avec la charge. Ensuite, la symptomatologie *pre-mortem* associée à chaque agent a été analysée.

Enfin, 10,6% de chatons présentaient des co-infections, c'est-à-dire que plusieurs pathogènes ont été trouvés avec une charge suffisante pour expliquer la mort.

Pour 49,4% des chatons, aucune cause de la mort parmi les agents pathogènes recherchés dans cette étude n'a été mise en évidence. En effet, beaucoup d'autres

agents pathogènes peuvent être impliqués dans la mort du chaton, par exemple *Escherichia coli* responsable de septicémie chez le jeune chaton.

II/ Résultats obtenus

A. Prévalences

Cette étude étant une des seules traitant de la prévalence de certains agents infectieux ayant causé la mort dans une population de chatons, il est difficile de trouver des données dans la littérature pour pouvoir comparer.

Seules deux études histopathologiques se sont penchées sur les causes infectieuses de la mort chez le chaton : Cave *et al* (2002) sur 272 individus au Royaume-Uni et Oger (2018) sur 116 individus en France. Seuls les virus les plus fréquents du chat ont été identifiés (Tableau 10).

Tableau 10 : Prévalences des causes de mortalité néonatale et pédiatrique des chatons : comparaison avec la littérature

	Population d'étude : prévalence apparente	Population d'étude : prévalence réelle	Prévalence selon Cave <i>et al</i> (2002)	Prévalence selon Oger (2018)
Effectif	334	90	272	116
Pv	38,5 %	25,6 %	25,1 %	26 %
Cor/PIF	13,4 %	13,3 %	6,2 %	11,8 %
FHV	13,2 %	12,2 %	5,1 %	2,6 %
FCV	8,7 %	17,8 %	2,6 %	

Pv : parvovirus félin, Cor : coronavirus, PIF : Péritonite Infectieuse Féline, FHV : herpesvirus félin, FCV : calicivirus félin

En comparant avec les prévalences obtenues dans cette étude, celles de la littérature semblent sous-estimer le nombre de chatons morts à cause de ces virus. En effet, à part le parvovirus dont la prévalence dans la population pure est similaire aux données bibliographiques, toutes les autres données de cette étude sont nettement supérieures aux enquêtes antérieures. Une hypothèse pourrait être la meilleure sensibilité de la PCR par rapport à l'histopathologie.

Ensuite, concernant les agents bactériens *Bordetella* et *Mycoplasma*, aucune étude ne les classe dans les causes de mort fréquentes chez le chaton. Pourtant, ici, ils sont les

deuxième et troisième pathogènes les plus fréquemment retrouvés après le parvovirus avec des prévalences élevées : 16,8% pour *Mycoplasma* et 13,7% pour *Bordetella*. Il y a un vrai manque de données à leur sujet dans la littérature, même chez le chat adulte. Il faudrait s'intéresser davantage à ces pathogènes car ils sont la cause de la mort dans de nombreux cas dans cette étude et sont alors beaucoup sous-estimés.

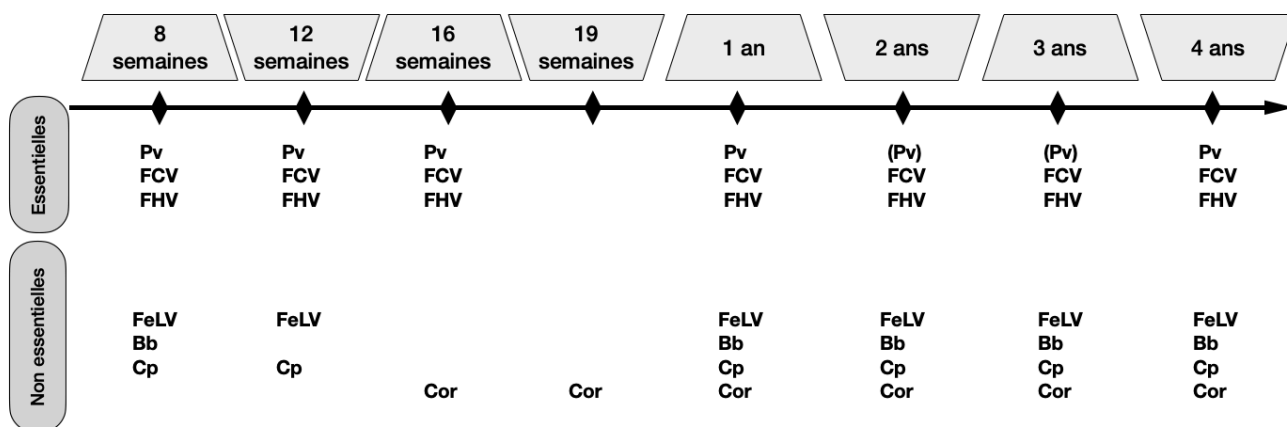
Chlamydomphila felis se retrouve surtout dans le complexe coryza en co-infection avec le calicivirus, l'herpesvirus, *Mycoplasma felis* ou *Bordetella bronchiseptica*.

Enfin, pour FIV et FeLV, leur implication dans la mortalité néonatale fait suite à une contamination *in-utero*. Le chaton a alors une forme symptomatique accélérée ou meurt d'une co-infection avec le parvovirus ou le coronavirus (Nelson et Couto, 2014).

B. Résultats et enjeux pour la vaccination

Dans cette étude, les agents infectieux d'intérêt sont la cause de la mort dans plus de la moitié des cas. Tous ces chatons ont moins de 16 semaines, âge limite de la disparition des Anticorps d'Origine Maternelle (AOM). Elle se fait en général entre 4 et 16 semaines selon la quantité de colostrum ingérée par le chaton, la qualité immunologique du colostrum ainsi que l'absorption des anticorps. Cela dépend aussi de l'agent pathogène concerné : une interférence avec les AOM est rapportée jusqu'à 14-16 semaines d'âge pour le parvovirus, jusqu'à 2-10 semaine pour l'herpesvirus et 10-14 semaines pour le calicivirus (Digangi *et al*, 2012). Cette observation a conduit à un protocole de primo-vaccination en trois injections des valences essentielles. Malgré ce protocole, certains chatons peuvent contracter une maladie infectieuse s'ils s'infectent dans la période dite « sensible » pendant laquelle les AOM ont chuté sous le niveau protecteur mais interfèrent avec la réponse vaccinales (Bergamo *et al*, 2014). La vaccination du chaton est donc primordiale dans la prévention des maladies infectieuses classiques. Il est également conseillé de vacciner correctement la mère avant la mise à la reproduction pour à la fois protéger le fœtus durant la gestation et augmenter la proportion d'anticorps ciblés dans le colostrum qui protégera le chaton à la naissance.

Le protocole vaccinal classique est présenté dans la figure 23 avec la séparation entre les valences dites « essentielles », c'est-à-dire parvovirus (Pv), calicivirus (FCV) et herpesvirus (FHV) et les « non essentielles » : coronavirus (Cor), *Chlamydomphila* (Cp), *Bordetella* (Bb) et la leucose féline (FeLV).



FHV : herpesvirus félin, Bb : *Bordetella bronchiseptica*, CP : *Chlamydomphila felis*, FCV : calicivirus félin, Cor : coronavirus, FeLV : virus leucémogène félin, Pv : parvovirus félin

Figure 23 : Protocole vaccinal recommandé du chat (d'après ABCD matrix-vaccination guideline 2017, www.abcdcatsvets.org/matrix-2)

Le vaccin contre la Panleucopénie féline (Pv) est considéré comme étant très efficace (Egberink *et al*, 2021). Selon une enquête (La vaccination en élevage, Enquête n°10, Néocare, 2018), 54% des éleveurs de chats vaccinent leur animaux et 48% commencent à vacciner les chatons à 8 semaines d'âge. Dans notre étude, 34 soit 18,4% des chatons LOOF sont morts du parvovirus, dont la majorité (68%) de ces chatons avait entre 2 et 3 mois à la mort contre seulement 18% au delà de 3 mois, ce qui correspondrait plutôt à un défaut de vaccination dans les élevages.

Il existe d'ailleurs un protocole vaccinal pour ce pathogène et pour le coryza (FCV et FHV) commençant dès 4 semaines dans les milieux à risque à forte densité de chats (dont font partie les élevages) avec des rappels à 9, 12 et 16 semaines (ABCD Tool vaccine recommandations, 2020).

Concernant le coronavirus, il existe un vaccin dont l'efficacité est controversée et qui ne possède pas d'AMM (Autorisation de Mise sur le Marché) en France. Il est néanmoins utilisé en Europe (Primucell FIP®, Pfizer).

En revanche, suite aux prévalences élevées des bactéries *Mycoplasma felis* et *Bordetella bronchiseptica*, la prévention de ces infections devrait être amplifiée. Il existe en effet un vaccin pour la bordetellose (Nobivac chat intranasal, MSD). Le début de l'immunité a été démontré sur des chats de 8 semaines dès 72 heures après la vaccination. La durée d'immunité est de 1 an (Notice du vaccin disponible sur https://www.ema.europa.eu/en/documents/product-information/nobivac-bb-epar-product-information_fr.pdf). Ce vaccin est encore peu répandu en routine mais il serait intéressant de développer son utilisation,

même si son application intranasale semble compliquée à réaliser sur un chat. En revanche, il n'existe encore aucun vaccin pour les infections à mycoplasmes chez le chat.

Enfin, il serait également intéressant de connaître le statut vaccinal des chatons et de leur mère pour essayer de déterminer combien sont morts de causes infectieuses malgré un protocole vaccinal entamé. Le recoupement avec le nombre de chatons LOOF non vaccinés pourrait donner une idée de la persistance à un taux protecteur des AOM. D'ailleurs, le renseignement du statut vaccinal est possible sur la fiche de demande d'analyse de Scanelis mais n'a pas été étudié car très peu renseigné par les vétérinaires.

Le déficit de transfert de l'immunité chez le chaton par défaut de prise du colostrum (chaton orphelin, rejeté, portées trop nombreuses, chatte sans lait,...) est également possible, ce qui rend le chaton plus sensible aux infections (Claus *et al*, 2006).

C. Évolution des causes de la mort avec l'âge

Dans la littérature, les causes infectieuses de mortalité sont plutôt bactériennes (septicémie,...) quand le chaton est très jeune alors que la proportion d'infections virales augmentent avec l'âge. En effet, Cave *et al* (2002) montrent que parmi les causes infectieuses, la proportion de virus et de bactéries est d'environ 50% pour chaque en période néonatale alors qu'en période pédiatrique la proportion de virus atteint 70% contre 10 à 20% de bactéries. De même, selon l'étude d'Oger (2018), 48,4% des chatons morts en période néonatale sont atteints d'infections bactériennes alors que les individus en période pédiatrique sont plus touchés par des virus (55,5%) que par des infections bactériennes (33,3%).

Dans notre étude, les virus touchent surtout les chatons de plus de 2 mois ce qui concorde avec les données trouvées dans la bibliographie (Cave *et al*, 2002 ; Oger , 2018), alors que les bactéries recherchées dans notre étude affectent les chatons âgés de plus d'un mois. En effet, 5,5% des chatons de plus d'un mois sont morts d'une cause bactérienne contre 1,1% de moins d'un mois.

La figure 24 compare les résultats de notre étude avec les deux seules autres publications qui étudient en détail les causes de mort du jeune chatons par le biais de l'histopathologie (Cave *et al*, 2002 ; Oger , 2018). Les classes d'âge sont les suivantes :

- Pour Oger (2018) : période néonatale : <1 mois, période pédiatrique : >1 mois.

- Pour Cave *et al* (2002) : période néonatale (J0 à J14), période pré-sevrage (J15 à J34) classées comme <1 mois, période post-sevrage (J35 à J112) classée comme >1 mois.

La proportion de chatons morts d'une cause virale est en effet similaire que ce soit avant ou après un mois d'âge. En revanche la proportion d'infections bactériennes est très inférieure dans cette étude. Cela peut être dû au fait que seules les bactéries respiratoires comme *Mycoplasma felis* et *Bordetella bronchiseptica* ont été étudiées, alors que dans les autres études les bactéries retrouvées sont plutôt à tropisme digestif. De plus, de nombreuses autres bactéries causent la mort du jeune chaton, par exemple *E.coli* impliquée dans les septicémies néonatales (Young, 1973).

Pendant la période pédiatrique, les résultats de cette étude concordent avec ceux de Cave *et al* alors qu'Oger compte beaucoup plus de bactéries et très peu de causes non infectieuses.

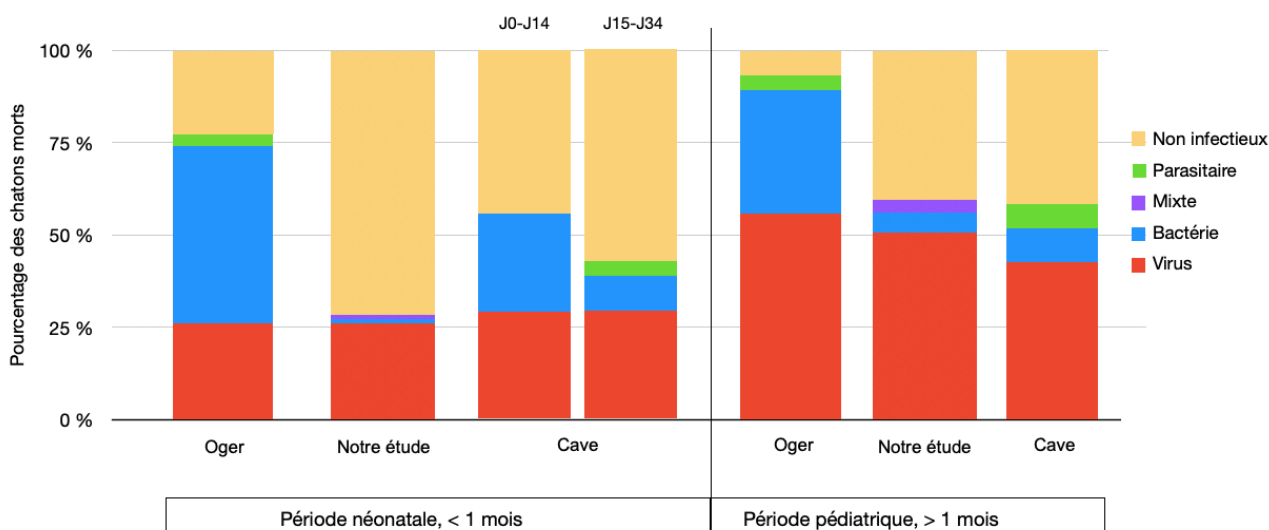


Figure 24 : Répartition des causes de la mort selon l'âge : comparaison entre notre étude et celles de Oger (2018) et Cave *et al* (2002)

Les causes parasitaires n'ont pas été recherchées dans notre étude mais elles sont minoritaires dans les autres : 3,7% pour Cave *et al* (2002) et 3,9% pour Oger (2018).

Enfin la proportion de chatons morts de causes non-infectieuse est très élevée dans la catégorie d'individus de moins d'un mois dans notre étude comparé aux autres. De plus, cette catégorie d'âge est sous-représentée car elle devrait compter la majorité des chatons morts. Or elle ne concerne qu'un quart de l'effectif total de cette étude. Ce biais existe également dans les autres études. Il est donc difficile de conclure à une tendance dans la cause de mort du très jeune chaton, le seul point commun entre les études citées étant qu'environ 25% des chatons meurent de cause virale.

III/ Perspectives d'amélioration du diagnostic

A. Importance de la PCR dans le diagnostic

La sensibilité d'un test est la probabilité que le test soit positif si l'individu est atteint de la maladie. Plus un test est sensible moins il comporte de faux négatifs et mieux il permet, s'il est négatif, d'exclure la maladie. Il est donc utilisable pour un dépistage.

La spécificité d'un test est la probabilité que le test soit négatif si l'individu testé est indemne de la maladie. Plus un test est spécifique, moins il occasionne de faux positifs et mieux il permet, s'il est positif, d'affirmer la maladie. Il est donc utilisable en tant qu'examen de confirmation du diagnostic.

La PCR a une spécificité de 100% pour tous les agents recherchés dans cette étude (source Scanelis, communication personnelle), et la sensibilité est très élevée (Alcaraz 2009, Pfister 2010, Andreu 2016, Meli *et al* 2018). Mais concernant la méthode PCR, la sensibilité s'évalue plutôt par le seuil de détection ou LOD (la plus petite quantité de séquence cible que le test détecte dans 95% ou dans 100% des cas). Ces seuils à 100% sont présentés en Annexe 2 pour les pathogènes d'intérêt.

La PCR a donc des sensibilité et spécificité très élevées, ce qui en fait la méthode de choix pour le diagnostic. Mais ce n'est pas forcément la méthode de première intention utilisée pour rechercher la cause de la mort, il y a encore très peu de résultats sur l'efficacité sur des chatons dans la littérature.

Pourtant dans cette étude, sur une population interprétable, le taux d'élucidation est de 50% des cas sans tri initial des échantillons, et dans 66,6% des cas en ne comptant que les prélèvements interprétables pour tous les agents pathogènes d'intérêt. Ces chiffres sont semblables à ceux obtenus par histologie avec 66% des cas menant à un diagnostic étiologique dans l'étude d'Oger (2018) et également 67% des chatons dont la cause de la mort est déterminée chez Cave *et al* (2002).

Il peut donc être intéressant de combiner la PCR avec d'autres méthodes pour augmenter le taux de succès du diagnostic. Il existe d'ailleurs une case « autres examens » sur la fiche d'analyse Scanelis (Annexe 1) mais qui n'a pas été étudiée. En effet, le laboratoire Scanelis propose de jumeler la PCR avec l'histopathologie et la cytologie réalisées dans un laboratoire partenaire (le Laboratoire d'Anatomie Pathologique Vétérinaire du Sud

Ouest), mais ne propose pas d'études bactériologiques sur rate car cela se fait moins de 6h après la mort, ce qui n'est pas compatible avec les délais d'envoi des échantillons.

De plus, les analyses coûtant cher (52€ pour une analyse simple, d'après Scanelis.com), il existe d'autres types de tests de première intention (la plupart *ante-mortem*) qui sont assez efficaces et qui peuvent être complétés si besoin par la PCR en cas de doute.

B. Profilage des chatons selon la clinique et l'âge

Avec l'étude détaillée des chatons morts des six principaux agents pathogènes de cette étude, il est possible de dresser un profil type des individus atteints.

Néanmoins, pour certains effectifs, le nombre de chatons était très faible, notamment pour les pathogènes respiratoires avec moins d'une vingtaine d'individus morts à chaque fois, et donc peu représentatif.

Le test du Khi² a été utilisé pour voir si certaines catégories d'âge ou orientations cliniques étaient significatives. Mais dans de nombreux cas, les chatons étaient atteints d'une co-infection avec deux ou trois agents infectieux qui auraient pu causer leur mort, ce qui biaise les résultats.

Néanmoins, à partir des données récoltées dans cette étude, un arbre décisionnel a pu être dressé pour essayer d'orienter la suspicion à partir de l'âge et des dominantes cliniques de l'animal (Figure 25).

Cet arbre n'est qu'un moyen d'orienter les suspicions suite à la mort d'un chaton grâce au profil épidémio-clinique et doit permettre d'aider à choisir les prélèvements à effectuer afin d'arriver à un diagnostic final.

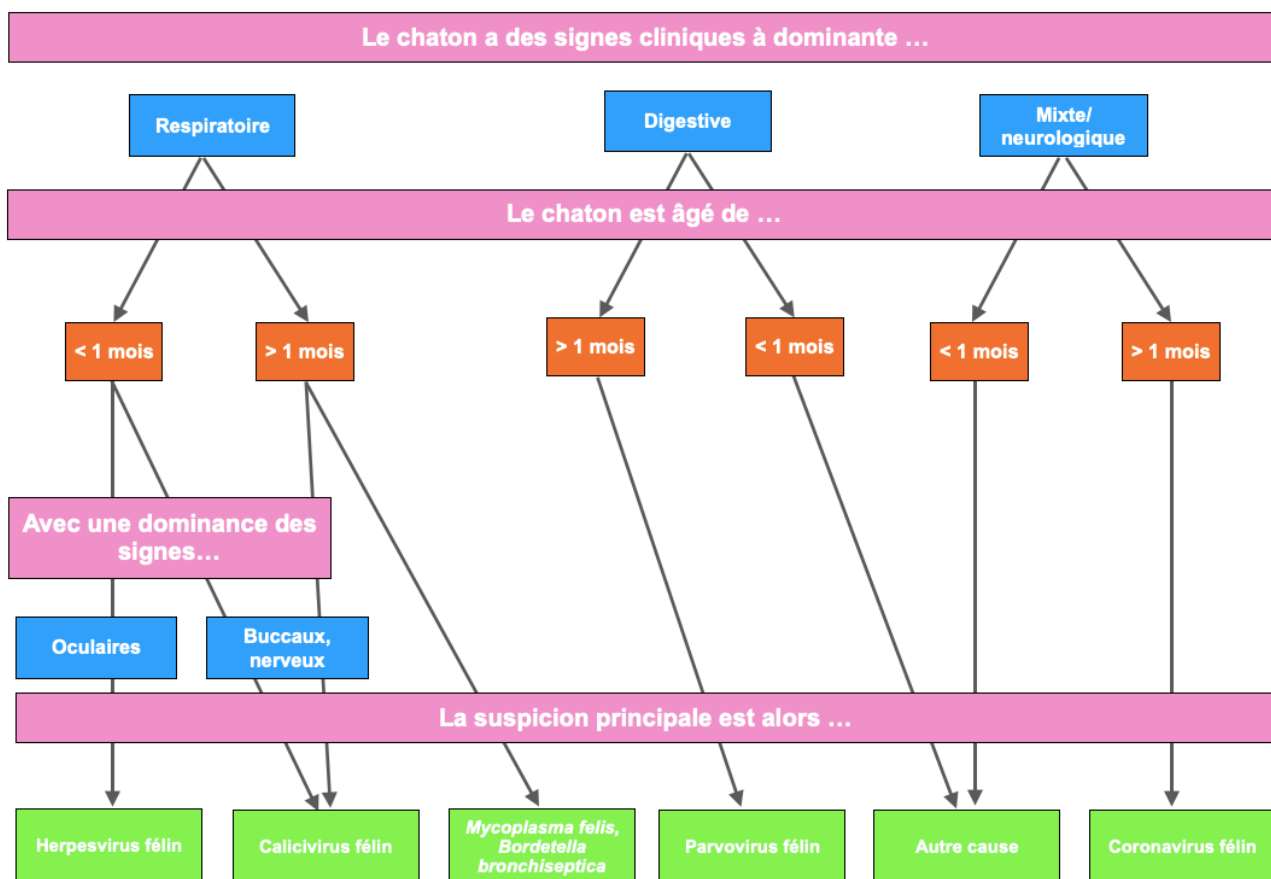


Figure 25 : Arbre décisionnel d'orientation diagnostique selon l'âge et le contexte clinique

C. Standardisation des prélèvements pour améliorer le diagnostic par PCR

L'arbre décisionnel (Figure 25) oriente vers une suspicion d'agent infectieux parmi les plus fréquents chez le chaton, ce qui permet de choisir correctement les échantillons à prélever grâce au Tableau 2 qui recense la nature des prélèvements interprétables par la PCR selon le pathogène recherché.

Si la nature des symptômes et l'âge du chaton ne permettent pas d'orienter le diagnostic, la meilleure stratégie reste de prélever tous les organes de façon systématique et de les envoyer séparément les uns des autres en les identifiant bien au laboratoire. Idéalement, il faudrait rechercher un panel vaste d'agents pathogènes ce qui augmente fortement le coût des analyses.

Il existe notamment des possibilités de rechercher plusieurs agents pathogènes à la fois si le chaton présente un syndrome type « coryza » avec la recherche conjointe de l'herpesvirus, du calicivirus, de *Bordetella* et de *Mycoplasma*, type « (kérato)-conjonctivite » avec l'herpesvirus, *Chlamydophila* et *Mycoplasma* ou encore type

« neurologique » avec la leucose, le coronavirus, l'herpesvirus et *Toxoplasma gondii* (Annexe 1).

Que ce soit dans le cadre de bilans ou pour des analyses uniques, le type de prélèvement conseillé est indiqué à côté de l'agent infectieux à rechercher.

CONCLUSION

Cette étude réunit la plus grande population de chatons morts entre 0 et 4 mois et est une des seules à s'intéresser à la recherche de la cause de la mortalité néonatale et pédiatrique par la méthode PCR. Plusieurs agents pathogènes classiques du chat ont été étudiés. Ainsi, en concordance avec la littérature, la parvovirose féline reste cause de mortalité infectieuse la plus prévalente du chaton avec 38,5% sur l'effectif total. De plus, un profil clinique a été dressé selon chaque cause de la mort, qui comprend les signes cliniques *ante-mortem* et l'âge à la mort ce qui permet d'orienter le diagnostic ainsi que les prélèvements à effectuer en cas de recherche par PCR.

Il faut standardiser la démarche pour obtenir le diagnostic le plus précis possible. Cela passe tout d'abord par une autopsie exhaustive, qui permet d'écartier certaines causes congénitales ou traumatiques, d'avoir un rapport précis des lésions macroscopiques observées et de prélever les organes à envoyer. Une description épidémio-clinique rigoureuse doit être jointe à l'envoi des prélèvements. Enfin, une analyse qui associe histopathologie et PCR sur un panel d'agents pathogènes d'intérêt complète la démarche.

Cette étude mériterait d'être poursuivie afin d'inclure davantage de cas et ainsi une meilleure représentativité de la population étudiée, et surtout avec une description épidémio-clinique plus complète, peut être en récoltant les données d'autres laboratoires d'analyse.

Pour guider le vétérinaire dans ses démarches, il serait intéressant de développer un logiciel qui, avec la saisie des données épidémio-clinique et des résultats d'autopsie, oriente vers les prélèvements et les analyses à effectuer selon le contexte.

BIBLIOGRAPHIE

- ALCARAZ C., 2009. La panleucopénie féline : données actuelles et diagnostic moléculaire. [en ligne] Thèse Doct. Vétérinaire, Lyon. [Consultée le 06/10/2021]. Disponible en pdf à l'adresse : http://www2.vetagro-sup.fr/bib/fondoc/th_sout/th_pdf/2009lyon014.pdf
- ANDREU A., 2016. Contribution à l'étude des facteurs de risque associés à l'infection par le FIV et le FeLV. Étude réalisée en partenariat avec l'association de l'école du chat libre de Toulouse. [en ligne]. Thèse Doct. Vétérinaire, Toulouse. [Consultée le 06/10/2021]. Disponible à l'adresse : https://oatao.univ-toulouse.fr/15672/1/Andreu_15672.pdf
- BANDECCHI, P., DELL'OMODARME, M., MAGI, M., PALAMIDESSI, A., PRATI, M. C., 2006. Feline leukaemia virus (FeLV) and feline immunodeficiency virus infections in cats in the Pisa district of Tuscany, and attempts to control FeLV infection in a colony of domestic cats by vaccination. *The Veterinary record*, Vol. 158, n°16, p. 555–557. DOI : 10.1136/vr.158.16.555
- BERGAMO P., CHASTANT-MAILLARD S., BOUCHER C., MILA H., GRELLET A., 2014. Évaluation des méthodes d'élevage, des locaux et du personnel. *Le Point Vétérinaire*, n° 351, p. 30-36.
- BOUCRAUT-BARALON C., RIVIÈRE D., LAFON S., ETIÉVANT M., PINGRET J.L. 2010. Prévalence de l'infection par l'herpèsvirus félin, le calicivirus félin, *Chlamydomphila felis*, *Bordetella bronchiseptica* et le virus Influenza H1N1 chez des chats atteints de troubles oculaires et/ou respiratoires aigus durant la période hivernale 2009-2010 en France. Congrès annuel du GEMI, Avignon, 2010. [en ligne]. Disponible sur : <http://www.scanelis.com/Etude-Scanelis-affections-respiratoires-et-oculaires-felines>. (Consulté le 15/09/2021).
- CANE T., 2020. Poids de naissance du chaton : facteurs de variation et impact sur la croissance et la mortalité néonatales. [en ligne]. Thèse Doct. Vétérinaire, Toulouse. [Consultée le 13/09/2021]. Disponible à l'adresse : <https://oatao.univ-toulouse.fr/27440/>
- CAVE, T. A., THOMPSON, H., REID, S. W. J., HODGSON, D. R. et ADDIE, D. D., 2002. Kitten mortality in the United Kingdom: a retrospective analysis of 274 histopathological examinations (1986 to 2000). *Veterinary Record*. Vol. 151, n° 17, p. 497-501. DOI 10.1136/vr.151.17.497.
- CHASTANT S., MILA H., MUGNIER A., GUIRAUD F., GRELLET A., 2019. Neonatal mortality : causes and diagnosis. [en ligne], HSAVA-FECAVA. Disponible sur : https://neocare.pro/wp-content/uploads/2020/03/48_2019_Chastant_Neonatal-mortality-causes-and-diagnosus-HSAVA-FECAVA.pdf (Consulté le 13/09/2021)
- CLAUS M.A., LEVY J.K., MACDONALD K., TUCKER S.J., CRAWFORD P.C., 2006. Immunoglobulin concentrations in feline colostrum and milk, and the requirement of colostrum for passive transfer of immunity to neonatal kittens. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, vol 8, n°3, p. 184-91. DOI : 10.1016/j.jfms.2006.01.001.
- COSTES B., VAN DEN BRANDE A., THIRY E., VANDERPLASSCHEN A., 2007. L'Herpèsvirus Félin 1, l'agent de la rhinotrachéite virale féline, article de synthèse, *Annales de Médecine Vétérinaire*, n°151, p. 61-78, ISSN : 0003-4118

- DIGANGI B.A., LEVY J.K., GRIFFIN B., REESE M.J., DINGMAN P.A., TUCKER S.J., DUBOVI E.J., 2014. Effects of maternally-derived antibodies on serologic responses to vaccination in kittens. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, vol 14, n°2, p. 118-123. DOI : 10.1177/1098612X11432239
- DOLAN ED, DOYLE E, TRAN HR, SLATER MR., 2021. Pre-mortem risk factors for mortality in kittens less than 8 weeks old at a dedicated kitten nursery. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, Vol. 23, n°8, p. 730-737. DOI 10.1177/1098612X20974960.
- DORNY, P., SPEYBROECK, N., VERSTRAETE, S., BAEKE, M., DE BECKER, A., BERKVENS, D., & VERCRUYSSSE, J., 2002. Serological survey of *Toxoplasma gondii*, feline immunodeficiency virus and feline leukaemia virus in urban stray cats in Belgium. *Veterinary Record* , Vol 151, n°21, p. 626-629. DOI : 10.1136/vr.151.21.626
- EGBERINK H., HARTMANN K., 2021, Vaccination and antibody titre testing. ABCD guidelines [en ligne]. Disponible à l'adresse : <http://www.abcdcatsvets.org/vaccination-and-antibody-titre-testing/>. (Consulté le 19/12/2021).
- FERNANDEZ M., MANZANILLA E., LLORET E., LEON M., THIBAUT J., 2016, Prevalence of feline herpesvirus 1, feline calicivirus, *Chlamydomphila felis* and *Mycoplasma felis* DNA and associated risk factors in cats in Spain with upper respiratory tract disease, conjunctivitis and/or gingivostomatitis, *Journal of Feline Medicine and Surgery*, Vol. 19, n°4, p. 461-469. DOI 10.1177/1098612X16634387
- FOURNIER, A., MASSON, M., CORBIÈRE, F., MILA, H., MARIANI, C., GRELLET, A. et CHASTANT-MAILLARD, S., 2017. Epidemiological analysis of reproductive performances and kitten mortality rates in 5,303 purebred queens of 45 different breeds and 28,065 kittens in France, *Reproduction in Domestic Animals*. Vol. 52, p. 153-157. DOI 10.1111/rda.12844.
- GOULLIEUX AL, 2019. Maladies infectieuses du chaton en élevage : prise en charge, prévention et réglementation. [en ligne] Thèse Doct. Vétérinaire, Lyon. [Consultée le 07/10/2021].
- HACKETT TB, JENSEN WA, LEHMAN TL, HOHENHAUS AE, CRAWFORD PC, GIGER U, LAPPIN MR, 2006. Prevalence of DNA of *Mycoplasma haemofelis*, '*Candidatus Mycoplasma haemominutum*,' *Anaplasma phagocytophilum*, and species of *Bartonella*, *Neorickettsia*, and *Ehrlichia* in cats used as blood donors in the United States, *Journal of American Veterinary Medical Association*, Vol. 229, n° 5, p.229-700. DOI 10.2460/javma.229.5.700
- HELLARD E., FOUCHET D., SANTIN-JANIN H., TARIN B., BADOL V., COUPIER C., LEBLANC G., POULET H., PONTIER D., 2011, When cat's ways of life interact with their viruses : a study in 15 natural populations of owned and unowned cats (*Felis silvestris catus*), *Preventive Veterinary Medicine*, Vol. 101, p. 250-624, DOI 10.1016/j.prevetmed.2011.04.020
- HELPS CR, LAIT P, DAMHUIS A, BJÖRNEHAMMAR U, BOLTA D, BROVIDA C, CHABANNE L, EGBERINK H, FERRAND G, FONTBONNE A, PENNISI MG, GRUFFYDD-JONES T, GUNN-MOORE D, HARTMANN K, LUTZ H, MALANDAIN E, MÖSTL K, STENGEL C, HARBOUR DA, GRAAT EA, 2005. Factors associated with upper respiratory tract disease caused by feline herpesvirus, feline calicivirus, *Chlamydomphila felis* and *Bordetella bronchiseptica* in cats: experience from 218 European catteries. *The Veterinary record*, vol. 156, n°21, p. 669-673. DOI :10.1136/vr.156.21.669


- JEMMETT, J. E. et EVANS, J. M., 1977. A survey of sexual behaviour and reproduction of female cats. *Journal of Small Animal Practice*. Vol. 18, n° 1, p. 31-37. DOI 10.1111/j.1748- 5827.1977.tb05821.x.
- JOHNSON R.P, POVEY R.C., 1983. Transfer and decline of maternal antibody to feline calicivirus. *The Canadian veterinary journal*, Vol. 24, n°1, p.6-9. PMID : 17422220
- LECOURTOIS C., 2018, *Poids de naissance et autres facteurs de risque de mortalité néonatale chez le chat* [en ligne]. Thèse Doct. Vétérinaire, Toulouse. [Consultée le 13/09/2021]. Disponible à l'adresse : <https://oatao.univ-toulouse.fr/21646/>
- LE PODER S, 2005. Péritonite infectieuse féline. *EMC - Vétérinaire*, Vol.2, n°4, p. 169–78. DOI 10.1016/j.emcvet.2005.10.001
- MALANDAIN E., PIBOT P., PARAGON B.M., CASSELEUX G., SHELTON L., 2006. Guide pratique Elevage Félin, 2e édition, Aniwa pour le compte de Royal Canin, France, 334 p. ISBN : 2-7476-0071-8
- MELI ML, BERGER A, WILLI B, SPIRI AM, RIOND B, HOFMANN-LEHMANN R., 2018. Molecular detection of feline calicivirus in clinical samples: A study comparing its detection by RT-qPCR directly from swabs and after virus isolation. *Journal of Virological Methods*, vol. 251, p.54-60. DOI : 10.1016/j.jviromet.2017.10.001.
- MUIRDEN, A., 2002. Prevalence of feline leukaemia virus and antibodies to feline immunodeficiency virus and feline coronavirus in stray cats sent to an RSPCA hospital. *The Veterinary record*, Vol. 150, n°20, p. 621-5. DOI :10.1136/vr.150.20.621
- NELSON W.R., COUTO C.G, 2014. Small animal internal medicine. Fifth edition. Elsevier Mosby, Saint Louis, États-Unis. ISBN: 978-0-323-08682-0
- OGER, J., 2018. *Intérêt de l'histologie dans le diagnostic des causes de mortalité néonatale et pédiatrique féline* [en ligne]. Thèse Doct. Vétérinaire, Toulouse. [Consultée le 13/09/2021]. Disponible à l'adresse : <http://oatao.univ-toulouse.fr/24324/>.
- OHYA K, TAKAHARA Y, KURODA E, KOYASU S, HAGIWARA S, SAKAMOTO M, HISAKA M, MORIZANE K, ISHIGURO S, YAMAGUCHI T, FUKUSHI H., 2008. *Chlamydophila felis* CF0218 is a novel TMH family protein with potential as a diagnostic antigen for diagnosis of *C. felis* infection. *Clinical and Vaccine Immunology*, vol 15, n°10, p. 1606-15. DOI : 10.1128/CVI.00134-08.
- PFISTER J., 2010. La démarche diagnostique de l'infection par le FeLV : synthèse et conseils aux praticiens. [en ligne]. Thèse Doct. Vétérinaire, Lyon. [Consultée le 06/10/2021].
- RADFORD AD, COYNE KP, DAWSON S, PORTER CJ, GASKELL RM., 2007. Feline calicivirus. *Veterinary Research*, Vol. 38, n°2, p.319-35. DOI : 10.1051/vetres:2006056.
- ROOT, M. V., JOHNSTON, S. D. et OLSON, P. N., 1995. Estrous length, pregnancy rate, gestation and parturition lengths, litter size, and juvenile mortality in the domestic cat. *Journal of the American Animal Hospital Association*. Vol. 31, n° 5, p. 429-433. DOI 10.5326/15473317-31-5-429.
- SPARKES, A., ROGERS, K., HENLEY, W., GUNNMOORE, D., MAY, J., GRUFFYDDJONES, T. et BESSANT, C., 2006. A questionnaire-based study of gestation, parturition and neonatal mortality in pedigree breeding cats in the UK. *Journal of Feline Medicine & Surgery*. Vol. 8, n° 3, p. 145-157. DOI 10.1016/j.jfms.2005.10.003.

- STENKISTE A, 2009. *Contribution à l'étude des conditions de mise-bas et de la mortalité des chatons chez le chat de race en France* [en ligne]. Thèse Doct. Vétérinaire, Alfort [Consultée le 13/09/2021].
- STRÖM HOLST, B. et FRÖSSLING, J., 2009. The Swedish breeding cat: Population description, infectious diseases and reproductive performance evaluated by a questionnaire. *Journal of Feline Medicine and Surgery*. Vol. 11, n° 10, p. 793-802. DOI 10.1016/j.jfms.2009.01.008.
- SYKES J.E., 2003. Feline hemotropic mycoplasmosis (feline hemobartonellosis), *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*, Vol. 33, n°4, p.773-789. DOI 10.1016/s0195-5616(03)00027-5
- SYKES, J.E., 2014. Pediatric feline upper respiratory disease. *Veterinary clinics of North America: Small animal practice*, vol. 44, n°2, p. 331-42. DOI :10.1016/j.cvsm.2013.10.005
- TRUYEN U, ADDIE D, BELAK S, BOUCRAUT-BARALON C, EGBERINK H, FRYMUS T, GRUFFYDD-JONES T, HARTMANN K, HOSIE MJ, LLORET A, LUTZ H, MARSILIO F, PENNISI MG, RADFORD AD, THIRY E, HORZINEK MC, 2009. Feline panleukopenia. ABCD guidelines on prevention and management. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, Vol. 21, n°7, p. 538-46. DOI 10.1016/j.jfms.2009.05.002
- 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. *Canadian Journal of Veterinary Research*, Vol.84, n°3, p.181-188. PMID: 32801452
- YOUNG, C., 1973. Prewaning mortality in specific pathogen free kittens. *Journal of Small Animal Practice*. Vol. 14, n° 7, p. 391-398. DOI 10.1111/j.1748-5827.1973.tb06476.x.


Ressources électroniques

- ABCD Tool vaccine recommendations February 2020 [en ligne]
Disponible sur : <http://www.abcdcatsvets.org/matrix-2/>
(consulté le 14/09/2021)
- Enquête FACCO/KANTAR TNS, 2020 [en ligne].
Disponible sur : <https://www.facco.fr/population-animale/>
(consulté le 13/09/2021)
- FEDIAF, 2020 [en ligne]
Disponible sur : https://www.fediaf.org/images/FEDIAF_Facts_and_Figures_2020.pdf
(consulté le 13/09/2021)
- I-CAD [en ligne].
Disponible sur : <https://www.i-cad.fr/articles/publications> (consulté le 13/09/2021)
- LOOF [en ligne].
Disponible sur : <https://www.loof.asso.fr/stats/recap.php> (consulté le 13/09/2021)
- Neocare [en ligne].
Disponible sur : <https://neocare.pro> (consulté le 17/09/2021)
- Scanelis [en ligne]
Disponible sur : <https://www.scanelis.com> (Consulté le 02/06/2021)

ANNEXES



9, allée Charles Cros - CS 70006
31771 Colomiers Cedex FRANCE
Tél. : +33 (0)5 34 50 50 90
Fax : +33 (0)5 34 50 40 38
email : scanelis@scanelis.com
www.scanelis.com



Demande d'analyses PCR Chat

2019

Vétérinaire


Cadre réservé à Scanelis

Vous préférez recevoir vos résultats

par E-mail : par fax :

facturation à la clinique, règlement comptant à joindre impérativement

prise en charge particulière par société/association, à préciser :



CHAT

IMPORTANT merci de compléter les commémoratifs afin que nous puissions vous aider à interpréter les résultats puis choisissez vos analyses au verso.

Propriétaire

● Prénom, nom et adresse complète :
.....
.....
.....

● E-mail (si envoi de facture) :

Eleveur Société Animal assuré

Association, refuge, ... Particulier

Animal

Nom :

Espèce :
 Chat autre :

Race :

Sexe : M MC F FC

Age :

Tatouage / Puce :

N° dossier :

Présence de signes cliniques (merci de préciser ci-dessous) ou Animal asymptomatique

Animal : mort vivant

Signes généraux

Baisse de forme, apathie

Diminution d'appétit Amaigrissement

Déshydratation Hypothermie

Hyperthermie Anémie

Ictère Splénomégalie

Hépatomégalie Adénomégalie

Pétéchies Oligurie, anurie

PUJD Ascite

Epistaxis

Oedèmes (préciser) :

Autres :

Biochimie / Hématologie

.....

Signes digestifs

Diarrhée

Diarrhée aqueuse

Diarrhée hémorragique

Vomissements

Constipation

Douleurs abdominales

Autres :

Signes nerveux

Ataxie

Convulsions

Tremblements

Myoclonies

Paralysie

Autres :

Reproduction

Infertilité

Avortement(s)

Mortinatalité

Signes oculaires

Conjonctivite

Kératite

Uvéite

Autres :

buccaux

Stomatite

Gingivite

Palatoglossite

Ulcères

Ptyalisme

Autres :

respiratoires

Jetage

Dyspnée

Toux

Epanchement pleural

Signes cutanés

.....

.....

.....

Traitement en cours au moment du prélèvement

antiviral :

antibiotique :

autre :

● **Durée d'évolution des signes cliniques**

< 5 jours 5-15 jours >15 jours

● **Dépistage antérieur** : Non Oui ● **Date** :

Technique et résultats :

● **Statut et historique vaccinal (important pour la recherche de parvovirus félin)**

Animal **non vacciné** contre la (les) maladie(s) suspectée(s) Statut vaccinal inconnu

Primo-vaccination : 1^{ère} injection Date : Nom du vaccin :

2^{ème} injection Date : Nom du vaccin :

Dernier rappel Date : Nom du vaccin :


Date de réalisation du (des) prélèvement(s) :


Pratique

Je souhaite recevoir des fiches de demande d'analyses (merci de cocher les documents souhaités) :

PCR Chien PCR NAC PCR Volailles - Lapins

PCR Chat PCR Cheval PCR Bovins - Ovins - Caprins

 Pour bénéficier du service Chronopost Scanelis, j'imprime mon bordereau sur www.scanelis.com, rubrique Expédition/Chronopost (14 € TTC réglés avec les analyses ou facturés à la clinique/labo à réception)



www.scanelis.com

Scanelis, parce que la PCR est une affaire de spécialistes. Retrouvez notre politique de confidentialité sur notre site internet F-GEN-60-09- page 1/2

83

PRELEVEMENTS PCR

Fluides sur EDTA Volumes mini recommandés : Sang, épanchement : 0,5 mL Moelle osseuse : 0,1 mL LCS, humeur aqueuse : 0,3 mL Urine : 4 mL
Cellules sur écouvillon/cytobrosse dans un tube sec 1 **Jamais de tube hépariné** (y compris pour les écouvillons/cytobrosses)

Sauf avis contraire de votre part, les prélèvements d'un même animal, envoyés simultanément, pourront être mélangés pour analyse PCR **SEROLOGIE** : Sérum (sang sur tube sec, centrifugé) - minimum 0,5 mL



PCR Quantitative les bilans

Cochez les analyses souhaitées et les prélèvements réalisés

Conjonctivite/kérato-conjonctivite CT-OC	<input type="checkbox"/> B3 - Herpes, Chlamydia, Mycoplasma felis <input type="checkbox"/> B4 - Herpes, Calicivirus, Chlamydia, Mycoplasma felis <input type="checkbox"/> B2A - Herpes, Chlamydia <input type="checkbox"/> B2B - Herpes, Mycoplasma felis	<input type="checkbox"/> cell conjonctivales + cell cornéennes si Kératite <input type="checkbox"/> organes de l'ovulon (poumon, tôle, rein, rate)
Syndrome corza CT-COR	<input type="checkbox"/> B4 - Herpes, Calicivirus, Mycoplasma felis, Bordetella <input type="checkbox"/> B5A - Herpes, Calicivirus, Mycoplasma felis, Bordetella, Chlamydia <input type="checkbox"/> B5B - Herpes, Calicivirus, Mycoplasma felis, Bordetella, Mycobactéries	<input type="checkbox"/> cell conjonctivales <input type="checkbox"/> cell nasales <input type="checkbox"/> LBA <input type="checkbox"/> écouvillon rectal
Rhinite CT-RHIN	<input type="checkbox"/> B3 - Herpes, Calicivirus, Mycoplasma felis <input type="checkbox"/> B3A - FeLV, FIV, Coronavirus <input type="checkbox"/> B3B - FeLV, FIV, Hermodontelles <input type="checkbox"/> B2A - FeLV, FIV <input type="checkbox"/> B2B - Coronavirus, Hermodontelles <input type="checkbox"/> B4 - FeLV, FIV, Coronavirus, Hermodontelles	<input type="checkbox"/> sang EDTA <input type="checkbox"/> moelle osseuse EDTA <input type="checkbox"/> ponction (oléaire)
Syndrome neuro/uvéïte CT-NUV	<input type="checkbox"/> B5 - FeLV, FIV, Coronavirus, Tokoplasma, Herpes <input type="checkbox"/> B4 - FeLV, FIV, Coronavirus, Tokoplasma <input type="checkbox"/> B3 - FeLV, FIV, Coronavirus <input type="checkbox"/> B2 - Coronavirus, Tokoplasma <input type="checkbox"/> B3 - Herpes, Calicivirus, Chlamydia	<input type="checkbox"/> écouvillon vaginal <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> HA
Reproduction CT-REPRO	<input type="checkbox"/> B3 - Herpes, Calicivirus, Mycoplasma felis <input type="checkbox"/> B3A - FeLV, FIV, Coronavirus <input type="checkbox"/> B3B - FeLV, FIV, Hermodontelles <input type="checkbox"/> B2A - FeLV, FIV <input type="checkbox"/> B2B - Coronavirus, Hermodontelles <input type="checkbox"/> B4 - FeLV, FIV, Coronavirus, Hermodontelles	<input type="checkbox"/> écouvillon vaginal <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> HA
Statut animal asymptomatique CT-STAT	<input type="checkbox"/> B4 - Herpes, Calicivirus, Mycoplasma felis, Chlamydia <input type="checkbox"/> B2 - FeLV, FIV <input type="checkbox"/> B4 - FeLV, FIV, Coronavirus, Hermodontelles	<input type="checkbox"/> sang EDTA <input type="checkbox"/> sang (EDTA 0,5 ml) + plasma (EDTA 0,5 ml) <input type="checkbox"/> sang (EDTA 1 ml)
Chat donneur CT-DON	<input type="checkbox"/> B4 - FeLV, FIV, Coronavirus, Hermodontelles <input type="checkbox"/> B2 - FeLV, FIV	<input type="checkbox"/> sang EDTA <input type="checkbox"/> sang EDTA
NOUVEAU le suivi du chat FeLV ou FIV positif (CT-SU)	<input type="checkbox"/> B2A - FeLV <input type="checkbox"/> B2B - FIV	<input type="checkbox"/> sang EDTA <input type="checkbox"/> sang (EDTA 1 ml)

Les bilans Duadiag PCR+Histo

envoi au LHP/PSO - Informations pratiques sur www.scanelis.com et www.lhpsso.com

Les bilans PCR+Séro

Informations pratiques sur www.scanelis.com

Délai de rendu des résultats

* hors samedi - pour tout dossier reçu le jour (samedi) avant 10h, indiquant les éléments nécessaires à son enregistrement (informations, régentment...), sous condition d'admissibilité des prélèvements reçus. Résultats transmis par e-mail

Process Standard - délai garanti : J + 2 à réception des prélèvements *
Process Urgent (+14€) - délai garanti : J + 1 à réception des prélèvements *
 (informations, régentment...), sous condition d'admissibilité des prélèvements reçus. Résultats transmis par e-mail

PCR Quantitative à la carte

Cochez les analyses souhaitées et les prélèvements réalisés

A <input type="checkbox"/> Bordetella bronchiseptica	<input type="checkbox"/> Ec. voies respi / cell trachéales <input type="checkbox"/> Cell. nasales + oroph. <input type="checkbox"/> LBA <input type="checkbox"/> Organes (poumon)	<input type="checkbox"/> écouvillon rectal <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> HA
B <input type="checkbox"/> Bordetella bronchiseptica	<input type="checkbox"/> Ec. voies respi / cell trachéales <input type="checkbox"/> Cell. nasales + oroph. <input type="checkbox"/> LBA <input type="checkbox"/> Organes (poumon)	<input type="checkbox"/> écouvillon rectal <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> HA
C <input type="checkbox"/> Bordetella bronchiseptica	<input type="checkbox"/> Ec. voies respi / cell trachéales <input type="checkbox"/> Cell. nasales + oroph. <input type="checkbox"/> LBA <input type="checkbox"/> Organes (poumon)	<input type="checkbox"/> écouvillon rectal <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> HA
D <input type="checkbox"/> Bordetella bronchiseptica	<input type="checkbox"/> Ec. voies respi / cell trachéales <input type="checkbox"/> Cell. nasales + oroph. <input type="checkbox"/> LBA <input type="checkbox"/> Organes (poumon)	<input type="checkbox"/> écouvillon rectal <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> HA
E <input type="checkbox"/> Bordetella bronchiseptica	<input type="checkbox"/> Ec. voies respi / cell trachéales <input type="checkbox"/> Cell. nasales + oroph. <input type="checkbox"/> LBA <input type="checkbox"/> Organes (poumon)	<input type="checkbox"/> écouvillon rectal <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> HA
F <input type="checkbox"/> Bordetella bronchiseptica	<input type="checkbox"/> Ec. voies respi / cell trachéales <input type="checkbox"/> Cell. nasales + oroph. <input type="checkbox"/> LBA <input type="checkbox"/> Organes (poumon)	<input type="checkbox"/> écouvillon rectal <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> HA
G <input type="checkbox"/> Bordetella bronchiseptica	<input type="checkbox"/> Ec. voies respi / cell trachéales <input type="checkbox"/> Cell. nasales + oroph. <input type="checkbox"/> LBA <input type="checkbox"/> Organes (poumon)	<input type="checkbox"/> écouvillon rectal <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> HA
H <input type="checkbox"/> Bordetella bronchiseptica	<input type="checkbox"/> Ec. voies respi / cell trachéales <input type="checkbox"/> Cell. nasales + oroph. <input type="checkbox"/> LBA <input type="checkbox"/> Organes (poumon)	<input type="checkbox"/> écouvillon rectal <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> HA
I <input type="checkbox"/> Bordetella bronchiseptica	<input type="checkbox"/> Ec. voies respi / cell trachéales <input type="checkbox"/> Cell. nasales + oroph. <input type="checkbox"/> LBA <input type="checkbox"/> Organes (poumon)	<input type="checkbox"/> écouvillon rectal <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> HA
J <input type="checkbox"/> Bordetella bronchiseptica	<input type="checkbox"/> Ec. voies respi / cell trachéales <input type="checkbox"/> Cell. nasales + oroph. <input type="checkbox"/> LBA <input type="checkbox"/> Organes (poumon)	<input type="checkbox"/> écouvillon rectal <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> HA
K <input type="checkbox"/> Bordetella bronchiseptica	<input type="checkbox"/> Ec. voies respi / cell trachéales <input type="checkbox"/> Cell. nasales + oroph. <input type="checkbox"/> LBA <input type="checkbox"/> Organes (poumon)	<input type="checkbox"/> écouvillon rectal <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> HA
L <input type="checkbox"/> Bordetella bronchiseptica	<input type="checkbox"/> Ec. voies respi / cell trachéales <input type="checkbox"/> Cell. nasales + oroph. <input type="checkbox"/> LBA <input type="checkbox"/> Organes (poumon)	<input type="checkbox"/> écouvillon rectal <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> HA
M <input type="checkbox"/> Bordetella bronchiseptica	<input type="checkbox"/> Ec. voies respi / cell trachéales <input type="checkbox"/> Cell. nasales + oroph. <input type="checkbox"/> LBA <input type="checkbox"/> Organes (poumon)	<input type="checkbox"/> écouvillon rectal <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> HA
N <input type="checkbox"/> Bordetella bronchiseptica	<input type="checkbox"/> Ec. voies respi / cell trachéales <input type="checkbox"/> Cell. nasales + oroph. <input type="checkbox"/> LBA <input type="checkbox"/> Organes (poumon)	<input type="checkbox"/> écouvillon rectal <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> HA
O <input type="checkbox"/> Bordetella bronchiseptica	<input type="checkbox"/> Ec. voies respi / cell trachéales <input type="checkbox"/> Cell. nasales + oroph. <input type="checkbox"/> LBA <input type="checkbox"/> Organes (poumon)	<input type="checkbox"/> écouvillon rectal <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> HA
P <input type="checkbox"/> Bordetella bronchiseptica	<input type="checkbox"/> Ec. voies respi / cell trachéales <input type="checkbox"/> Cell. nasales + oroph. <input type="checkbox"/> LBA <input type="checkbox"/> Organes (poumon)	<input type="checkbox"/> écouvillon rectal <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> HA
Q <input type="checkbox"/> Bordetella bronchiseptica	<input type="checkbox"/> Ec. voies respi / cell trachéales <input type="checkbox"/> Cell. nasales + oroph. <input type="checkbox"/> LBA <input type="checkbox"/> Organes (poumon)	<input type="checkbox"/> écouvillon rectal <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> HA
R <input type="checkbox"/> Bordetella bronchiseptica	<input type="checkbox"/> Ec. voies respi / cell trachéales <input type="checkbox"/> Cell. nasales + oroph. <input type="checkbox"/> LBA <input type="checkbox"/> Organes (poumon)	<input type="checkbox"/> écouvillon rectal <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> HA
S <input type="checkbox"/> Bordetella bronchiseptica	<input type="checkbox"/> Ec. voies respi / cell trachéales <input type="checkbox"/> Cell. nasales + oroph. <input type="checkbox"/> LBA <input type="checkbox"/> Organes (poumon)	<input type="checkbox"/> écouvillon rectal <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> HA
T <input type="checkbox"/> Bordetella bronchiseptica	<input type="checkbox"/> Ec. voies respi / cell trachéales <input type="checkbox"/> Cell. nasales + oroph. <input type="checkbox"/> LBA <input type="checkbox"/> Organes (poumon)	<input type="checkbox"/> écouvillon rectal <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> HA
U <input type="checkbox"/> Bordetella bronchiseptica	<input type="checkbox"/> Ec. voies respi / cell trachéales <input type="checkbox"/> Cell. nasales + oroph. <input type="checkbox"/> LBA <input type="checkbox"/> Organes (poumon)	<input type="checkbox"/> écouvillon rectal <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> HA
V <input type="checkbox"/> Bordetella bronchiseptica	<input type="checkbox"/> Ec. voies respi / cell trachéales <input type="checkbox"/> Cell. nasales + oroph. <input type="checkbox"/> LBA <input type="checkbox"/> Organes (poumon)	<input type="checkbox"/> écouvillon rectal <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> HA
W <input type="checkbox"/> Bordetella bronchiseptica	<input type="checkbox"/> Ec. voies respi / cell trachéales <input type="checkbox"/> Cell. nasales + oroph. <input type="checkbox"/> LBA <input type="checkbox"/> Organes (poumon)	<input type="checkbox"/> écouvillon rectal <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> HA
X <input type="checkbox"/> Bordetella bronchiseptica	<input type="checkbox"/> Ec. voies respi / cell trachéales <input type="checkbox"/> Cell. nasales + oroph. <input type="checkbox"/> LBA <input type="checkbox"/> Organes (poumon)	<input type="checkbox"/> écouvillon rectal <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> HA
Y <input type="checkbox"/> Bordetella bronchiseptica	<input type="checkbox"/> Ec. voies respi / cell trachéales <input type="checkbox"/> Cell. nasales + oroph. <input type="checkbox"/> LBA <input type="checkbox"/> Organes (poumon)	<input type="checkbox"/> écouvillon rectal <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> HA
Z <input type="checkbox"/> Bordetella bronchiseptica	<input type="checkbox"/> Ec. voies respi / cell trachéales <input type="checkbox"/> Cell. nasales + oroph. <input type="checkbox"/> LBA <input type="checkbox"/> Organes (poumon)	<input type="checkbox"/> écouvillon rectal <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> HA



Tarifs TTC 2019

À la carte

La première recherche 52 €
 La recherche supp 29 € x

Bilans

un seul bilan +/- analyse supp

B2 - 75 €
 B3 - 98 €
 B4 - 121 €
 B5 - 144 €
 B6 - 167 €
 B7 - 190 €

Options

Chrono médical Scanelis 14 €
 Traitement urgent (délai J +1 garanti) 14 €
 Coupons Scanelis à joindre 10 € x
TOTAL €

Annexe 2 : Seuils de détection et de quantification des différents agents pathogènes

Agent pathogène	FHV	FCV	CP	Myf	Bb	Cor	Pv	FeLV	FIV
Limite de détection (1)	24	48	9	9	15	111	12	147	69
Limite de quantification (2)	200	200	200	200	200	200	200	200	200

FHV : herpesvirus félin, *Bb* : *Bordetella bronchiseptica*, *CP* : *Chlamydomphila felis*, *FCV* : calicivirus félin, *Myf* : *Mycoplasma felis*, *Cor* : coronavirus, *FeLV* : virus leucémogène félin, *FIV* ; virus de l'immunodéficience féline, *Pv* : parvovirus félin

(1) Limite de détection en nombre de copies de séquence cible par analyse

Un résultat négatif traduit l'absence du pathogène recherché dans le prélèvement analysé ou une quantité de ce pathogène inférieure à la limite de détection du test.

(2) Limite de quantification en nombre de copies de séquence cible par analyse

Pour chaque résultat positif du rapport d'analyses, l'estimation quantitative est donnée à titre indicatif afin d'aider à l'interprétation du résultat qualitatif mais ne constitue pas une quantification absolue.

Source : Spécification des tests PCR de Scanelis (<https://www.scanelis.com>).

Nom : BONNE

Prénom : Myrcée

Titre : Causes de mortalité infectieuses néonatale et pédiatrique du chaton : prévalence et clinique *ante-mortem*

Résumé : La prévalence des causes infectieuses en cas de mortalité néonatale et pédiatrique des chatons est inconnue. Chez 334 chatons morts en France entre 0 et 4 mois, 9 agents pathogènes ont été recherchés de façon systématique à partir des prélèvements envoyés par des vétérinaires pour recherche PCR. Ont été recherchés par PCR le parvovirus, le coronavirus, des agents respiratoires (calicivirus, herpesvirus, *Mycoplasma felis*, *Bordetella bronchiseptica*, *Chlamydomphila felis*), le FIV et le FeLV. Des résultats interprétables ont pu être obtenus pour les 9 agents pour 90 chatons. Les signes cliniques *ante mortem* étaient principalement digestifs pour 41,2%, respiratoires pour 31,2%. La cause de la mort a été identifiée chez 50 % de la population totale et 66 % de la sous-population. La mort a été imputée au parvovirus dans 38,5% des cas, à au moins un agent respiratoire dans 22,1% des cas, au coronavirus dans 13,4% des cas et aux virus FeLV et FIV dans aucun des cas. 62,2% des 82 chatons morts suite à une affection par le parvovirus ont présenté des signes digestifs ; 63,6% des 44 chatons morts suite à l'infection d'au moins un pathogène respiratoire ont présenté des signes respiratoires avant la mort. Une systématisation de la stratégie de prélèvements et de recherche PCR pourrait permettre d'augmenter le taux d'élucidation en cas de mortalité néonatale et pédiatrique chez les chaton.

Mots-clés : prévalence, signes cliniques, prélèvement, âge, panleucopénie, coronavirus

Title: Neonatal and pediatric kitten infectious mortality etiology : prevalence and ante-mortem clinical signs by histopathology.

Abstract: Prevalence of infectious causes in neonatal and pediatric kitten mortality remains unknown. In 334 dead French kittens between 0 and 4 months, 9 pathogens has been systematically researched from PCR samples sent by veterinarians. Parvovirus, coronavirus, respiratory pathogens (calicivirus, herpesvirus, *Mycoplasma felis*, *Bordetella bronchiseptica*, *Chlamydomphila felis*), FIV et FeLV has been researched by PCR. Interpretable results has been found for the 9 pathogens on 90 kittens. *Ante-mortem* clinical signs were mainly digestive for 41.2% and respiratory for 31.2%. Cause of death has been found in 50% of totale population and in 66% of subpopulation. Death was attributed to parvovirus on 38.5% of cases, to at least one respiratory pathogen on 22.1%, to coronavirus on 13.4% and to FeLV and FIV in none of the cases. 62.2% of the 82 kittens who died from infection with a parvovirus presented digestive symptoms, 63.6% of the 44 kittens who died from infection with at least one respiratory pathogen showed respiratory signs before death. Systematisation of the sampling and PCR research strategy could increase elucidation rate in neonatal and pediatric kitten death.

Keywords: prevalence, clinical signs, sample, age, panleukopenia, coronavirus