

**CAMPUS VÉTÉRINAIRE DE LYON**

Année 2021 - Thèse n° 027

**SUIVI CLINIQUE DES CHATS AYANT  
BÉNÉFICIÉ D'UNE TRANSFUSION SANGUINE  
AU SIAMU, VETAGRO SUP**

**THESE**

Présentée à l'Université Claude Bernard Lyon 1  
(Médecine – Pharmacie)

Et soutenue publiquement le 15 juillet 2021  
Pour obtenir le grade de Docteur Vétérinaire

Par

AVELINE Lou



**CAMPUS VÉTÉRINAIRE DE LYON**

Année 2021 - Thèse n° 027

**SUIVI CLINIQUE DES CHATS AYANT  
BÉNÉFICIÉ D'UNE TRANSFUSION SANGUINE  
AU SIAMU, VETAGRO SUP**

**THESE**

Présentée à l'Université Claude Bernard Lyon 1  
(Médecine – Pharmacie)

Et soutenue publiquement le 15 juillet 2021  
Pour obtenir le grade de Docteur Vétérinaire

Par

AVELINE Lou



## Liste des Enseignants du Campus Vétérinaire de Lyon (01-04-2021)

ABITBOL	Marie	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
ALVES-DE-OLIVEIRA	Laurent	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
ARCANGIOLI	Marie-Anne	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
AYRAL	Florence	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
BECKER	Claire	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
BELLUCO	Sara	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
BENAMOU-SMITH	Agnès	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
BENOIT	Etienne	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
BERNY	Philippe	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
BONNET-GARIN	Jeanne-Marie	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
BOULOCHER	Caroline	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
BOURDOISEAU	Gilles	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur émérite
BOURGOIN	Gilles	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
BRUYERE	Pierre	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
BUFF	Samuel	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
BURONFOSSE	Thierry	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
CACHON	Thibaut	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
CADORÉ	Jean-Luc	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
CALLAIT-CARDINAL	Marie-Pierre	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
CAROZZO	Claude	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
CHABANNE	Luc	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
CHALVET-MONFRAY	Karine	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
DE BOYER DES ROCHES	Alice	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
DELIGNETTE-MULLER	Marie-Laure	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
DJELOUADJI	Zorée	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
ESCRIOU	Catherine	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
FRIKHA	Mohamed-Ridha	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
GALIA	Wessam	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
GILOT-FROMONT	Emmanuelle	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
GONTHIER	Alain	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
GRANCHER	Denis	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
GREZEL	Delphine	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
HUGONNARD	Marine	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
JUNOT	Stéphane	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
KODJO	Angeli	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
KRAFFT	Emilie	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
LAABERKI	Maria-Halima	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
LAMBERT	Véronique	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
LE GRAND	Dominique	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
LEBLOND	Agnès	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
LEDOUX	Dorothee	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
LEFEBVRE	Sébastien	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
LEFRANC-POHL	Anne-Cécile	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
LEGROS	Vincent	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
LEPAGE	Olivier	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
LOUZIER	Vanessa	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
MARCHAL	Thierry	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
MOISSONNIER	Pierre	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
MOSCA	Marion	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
MOUNIER	Luc	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
PEPIN	Michel	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
PIN	Didier	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
PONCE	Frédérique	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
PORTIER	Karine	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
POUZOT-NEVORET	Céline	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
PROUILLAC	Caroline	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
REMY	Denise	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
RENE MARTELLET	Magalie	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
ROGER	Thierry	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
SAWAYA	Serge	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
SCHRAMME	Michael	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
SERGENTET	Delphine	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
THIEBAULT	Jean-Jacques	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
TORTEREAU	Antonin	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
VIGUIER	Eric	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
ZENNER	Lionel	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur



## REMERCIEMENTS DU JURY

**À Monsieur le Professeur Pierre-Yves MURE,**

de l'Université Claude Bernard Lyon 1, Faculté de médecine de Lyon Sud,  
Pour nous avoir fait l'honneur de présider le jury de cette thèse,

*Hommages respectueux*

**À Madame le Docteur Isabelle GOY-THOLLOT,**

de VetAgro Sup, Campus vétérinaire de Lyon,  
Pour m'avoir proposé ce projet, pour votre accompagnement et votre soutien tout au long de sa  
réalisation,

*Mes sincères remerciements*

**À Madame le Docteur Céline POUZOT-NEVORET,**

de VetAgro Sup, Campus vétérinaire de Lyon,  
Pour nous avoir fait le plaisir de participer au jury de cette thèse.

*Hommages respectueux*









## Table des matières

Table des annexes.....	13
Table des figures .....	15
Table des tableaux.....	17
Liste des abréviations .....	19
INTRODUCTION.....	21
Première partie .....	23
I. L’histoire de la transfusion chez le chat.....	25
I.A. L’histoire des groupes sanguins.....	25
I.A.1) Leur découverte .....	25
I.A.2) Les connaissances actuelles sur les groupes sanguins chez le chat .....	25
I.B. La répartition des groupes sanguins.....	26
I.B.1) La répartition géographique .....	26
I.B.2) La répartition des groupes du système AB au sein des races .....	27
I.C. Les méthodes de groupages .....	28
I.C.1) Les tests utilisant l’immuno-chromatographie.....	28
I.C.2) Les cartes de groupage.....	30
I.C.3) Le groupage sur gel.....	31
II. Le receveur.....	32
II.A. Les indications de la transfusion sanguine .....	32
II.A.1) Les anémies .....	32
II.A.2) Les troubles de la coagulation .....	36
II.A.3) Les autres indications de la transfusion.....	39
II.B. Les contre-indications aux transfusions .....	39
II.C. La prise de décision pour la réalisation d’une transfusion .....	40
III. Le choix du donneur .....	41
III.A. Les conditions pour être un donneur.....	41
III.B. Les crossmatch .....	42
III.B.1) Les différents types de crossmatch.....	42
III.B.2) Les différentes techniques de crossmatch .....	43
IV. La transfusion chez le chat.....	46
IV.A. Le prélèvement sanguin .....	46
IV.A.1) Le matériel .....	46
IV.A.2) L’acte du prélèvement.....	48

IV.A.3) Les différents produits sanguins .....	50
IV.B. La conservation des produits sanguins.....	51
IV.B.1) Méthodes et durée de conservation .....	51
IV.B.2) Les altérations des produits .....	51
IV.C. La transfusion.....	52
IV.C.1) Le choix du produit .....	52
IV.C.2) L'administration.....	53
IV.C.3) Les réactions post-transfusionnelles .....	53
IV.C.4) Le monitoring et conduite à tenir .....	56
V. Les autres types de transfusion .....	58
V.A. Les xénotransfusions .....	58
V.B. Les autotransfusions .....	59
Deuxième partie .....	61
I. Contexte et objectifs de l'étude .....	63
II. Matériels et méthodes .....	63
II.A. La récupération des données .....	63
II.B. La mise au point du questionnaire .....	63
II.C. Diffusion du questionnaire .....	64
II.C.1) Populations sélectionnées .....	64
II.C.2) Méthode de diffusion.....	64
II.D. Mise en forme et analyse des résultats .....	64
III. Résultats.....	65
III.A. Données épidémiologiques .....	65
III.B. Données biologiques .....	66
III.C. Données issues des réponses des propriétaires.....	68
III.C.1) État général.....	68
III.C.2) Cas des 16 chats décédés.....	69
III.C.3) Le retour à la maison .....	70
III.D. Données relatives aux chats décédés du SIAMU.....	75
III.E. Données des sous-groupes.....	77
Troisième partie.....	81
I. Analyses des données obtenues.....	83
I.A. Analyse du taux de survie des animaux après une transfusion sanguine.....	83
I.B. Analyse des données épidémiologiques et biologiques .....	84
I.C. Analyse du suivi après la sortie des soins intensifs .....	85
I.C.1) Évolution clinique .....	85

I.C.2) Le retour à la maison.....	85
I.C.3) Le suivi vétérinaire.....	86
I.C. Analyses des cas décédés au SIAMU .....	86
I.D. Analyses des groupes.....	87
II. Critique du protocole d'étude .....	88
II.A. Les cas de l'étude .....	88
II.B. La méthode de diffusion du questionnaire.....	88
III.C. La récolte des données biologiques et épidémiologiques .....	89
CONCLUSION .....	91
Bibliographie.....	95
Annexe 1 : Fiche de suivi de transfusion chat utilisée au SIAMU.....	99
Annexe 2 : Questionnaire soumis aux propriétaires.....	103



## **Table des annexes**

<b>Annexe 1</b> : Fiche de suivi de transfusion chat utilisée au SIAMU .....	99
<b>Annexe 2</b> : Questionnaire soumis aux propriétaires .....	103





## Table des figures

<b>Figure 1</b> : Représentation schématique des groupes sanguins chez le chat selon le système universel AB, d'après (Pouzot-Nevoret et Goy-Thollot 2019) .....	25
<b>Figure 2</b> : Photos du dispositif pendant la migration de l'échantillon à gauche et photos des résultats à droite, extrait du Manual of Veterinary Transfusion Medicine and Blood Banking (Abrams-Ogg 2016) .....	29
<b>Figure 3</b> : Photos des différents résultats possibles du test extrait du Manual of Veterinary Transfusion Medicine and Blood Banking (Abrams-Ogg 2016) .....	29
<b>Figure 4</b> : Photos des 3 types de résultats possibles avec ce test extrait du Manual of Veterinary Transfusion Medicine and Blood Banking (Abrams-Ogg 2016).....	30
<b>Figure 5</b> : Exemple de résultats obtenus avec le test sur gel. Ici les deux tests donnent un résultat AB 3+ extrait d'une étude (Proverbio et al. 2011) .....	31
<b>Figure 6</b> : Origines des anémies et valeurs fixées pour le diagnostic.....	32
<b>Figure 7</b> : Schéma simplifié des voies de la cascade de la coagulation avec les facteurs intervenants, d'après (Tasker 2006) .....	36
<b>Figure 8</b> : Modèle de transmission de l'hémophilie. X <sup>h</sup> représentant le chromosome porteur. En rouge les individus malades, en orange les porteurs. (Littlewood 1989) .....	37
<b>Figure 9</b> : Critères de décision de la réalisation d'une transfusion sanguine d'après (Barfield et Adamantos 2011) .....	40
<b>Figure 10</b> : Conditions cliniques à remplir pour accepter un chat comme donneur pour une transfusion inspiré de (Russo et Humm 2016) .....	41
<b>Figure 11</b> : Représentation schématique du principe général des crossmatch, d'après (Pouzot-Nevoret et Goy-Thollot 2019).....	42
<b>Figure 12</b> : Différents résultats possibles de crossmatch sur tube dans un ordre décroissant de réactivité .....	43
<b>Figure 13</b> : Photo de résultats obtenus de crossmatch sur lame d'après Manual of Veterinary Transfusion Medicine and Blood Banking (Abrams-Ogg 2016) .....	44
<b>Figure 14</b> : Protocole de réalisation du test sur gel RapidVet-H. Adapté du site des laboratoires MSD .....	45
<b>Figure 15</b> : Exemples de résultats de crossmatch sur gel extrait du site des laboratoires MSD. ....	45
<b>Figure 16</b> : Fiche des résultats du kit, d'après les guide d'utilisation disponible sur le site du laboratoire Alvedia.....	46
<b>Figure 17</b> : Photo du matériel nécessaire au prélèvement (après la pose du cathéter) prise au SIAMU .....	47
<b>Figure 18</b> : Asepsie de la zone de prélèvement, photo prise au SIAMU.....	48
<b>Figure 19</b> : Photo prise au SIAMU du montage du matériel de prélèvement, photo prise au SIAMU .....	49
<b>Figure 20</b> : Photos prises au SIAMU du remplissage des deux seringues de prélèvement (à gauche) et de la poche remplie et identifiée (à droite). Photo prise au SIAMU .....	49
<b>Figure 21</b> : Les différents produits sanguins disponibles, d'après Manual of Veterinary Transfusion Medicine and Blood Banking (Abrams-Ogg 2016) .....	50
<b>Figure 22</b> : Photos prises au SIAMU du receveur (à gauche) et de la poche de sang total (à droite) .....	53
<b>Figure 23</b> : Organigramme des cas étudiés (cas exclus encadrés en rouge et cas étudiés encadrés en bleu).....	65
<b>Figure 24</b> : Etat général au moment de l'appel .....	68
<b>Figure 25</b> : Âge au moment du décès .....	69
<b>Figure 26</b> : Circonstances du décès .....	69

<b>Figure 27</b> : Délai entre la sortie du SIAMU et le décès.....	70
<b>Figure 28</b> : Etat général au retour à la maison.....	70
<b>Figure 29</b> : Réalisation de soins (à gauche), administration de traitements (au centre) et observance de celui-ci (à droite) .....	71
<b>Figure 30</b> : Rétablissement clinique après la sortie .....	71
<b>Figure 31</b> : Réalisation d'un suivi vétérinaire .....	72
<b>Figure 32</b> : Lieu du suivi vétérinaire .....	72
<b>Figure 33</b> : Raisons du retour chez un vétérinaire .....	73
<b>Figure 34</b> : Types d'examens complémentaires réalisés.....	73
<b>Figure 35</b> : Fréquences des visites.....	74
<b>Figure 36</b> : Mise en place de traitements complémentaires .....	74
<b>Figure 37</b> : Circonstances du décès pour les chats décédés au SIAMU .....	75
<b>Figure 38</b> : Délai entre la transfusion et le décès de l'animal .....	75

## **Table des tableaux**

<b>Tableau 1</b> : Répartition géographique des groupes sanguins à partir d'échantillons provenant de chats européens domestiques (les valeurs extrêmes par groupe sont en gras), (Nectoux et al. 2019).....	26
<b>Tableau 2</b> : Répartition des groupes sanguins dans plusieurs races d'une étude anglaise (Knottenbelt et al. 1999).....	27
<b>Tableau 3</b> : Résultats des prévalences des origines des anémies dans deux études, (Weingart, Giger, et Kohn 2004).....	33
<b>Tableau 4</b> : Sévérité de l'anémie en fonction de la valeur de l'hématocrite (Weiss et Wardrop 2010).....	34
<b>Tableau 5</b> : Anomalies érythrocytaires observables sur un frottis sanguin et les causes associées d'après (DiFazio et Hackner 2018) .....	35
<b>Tableau 6</b> : Différents tests évaluant l'hémostase secondaire, d'après (Tasker 2006) .....	39
<b>Tableau 7</b> : Conservation des différents produits sanguins (Mansell et Boller 2016; Walker 2016; Kisielewicz 2016; Goy-Thollot 2020) .....	51
<b>Tableau 8</b> : Réactions post-transfusionnelles et leurs causes d'après (Blois 2016; Martinez-Sogues et al. 2020; Davidow et al. 2021a) . .....	54
<b>Tableau 9</b> : Réactions transfusionnelles aiguës, leurs signes et la conduite à tenir. (Blois 2016; Yagi et Holowaychuk 2016; Davidow et al. 2021a; Goy-Thollot 2020; Odunayo et al. 2021).....	57
<b>Tableau 10</b> : Données épidémiologiques des chats de l'étude .....	66
<b>Tableau 11</b> : Données biologiques des chats de l'étude.....	68
<b>Tableau 12</b> : Données épidémiologiques des trois sous-groupes étudiés .....	77
<b>Tableau 13</b> : Données biologiques des trois sous-groupes étudiés .....	78



## **Liste des abréviations**

**ACD** Acide Citrique Dextrose

**AHMI** Anémie hémolytique à médiation immune

**CIVD** Coagulation intravasculaire disséminée

**EDTA** Acide éthylène diamine tétra-acétique

**EPO** Erythropoïétine

**FeLV** Feline Leukemia Virus

**FIV** Feline Immunodeficiency Virus

**GR** Globules rouges

**ICC** Insuffisance cardiaque congestive

**kg** kilogramme

**Laboratoires MSD** Laboratoires Merck Sharp et Dohme

**mL** millilitre

**mg** milligramme

**PBS** Phosphate Buffered Saline

**PIF** Péritonite infectieuse féline

**PRP** Plasma riche en plaquettes

**SIAMU** Soins intensifs anesthésie et médecine d'urgence

**T- et A-FAST** Thoracic et Abdominal Focused Assessment with Sonography for Trauma



## **INTRODUCTION**

Les animaux domestiques sont principalement des chiens et des chats, et, bien que plus nombreux dans les foyers, les chats sont restés pendant longtemps peu ou non médicalisés. Les soins apportés aux chats ont évolué lors de ces dernières années et, parallèlement, les connaissances et les soins vétérinaires se sont perfectionnés. La littérature vétérinaire est plus riche en données sur la transfusion sanguine dans l'espèce canine avec des études de plus grande ampleur. La transfusion sanguine féline, bien que moins étudiée, se développe et présente des particularités qui doivent être prises en compte.

La transfusion sanguine est un traitement employé depuis des siècles en médecine humaine. Les descriptions concernant des transfusions chez l'Homme remontent au XVII<sup>ème</sup> siècle. A cette époque, des essais entre animaux ont été réalisés à des fins expérimentales et non thérapeutiques (Learoyd 2012). La transfusion comme outil thérapeutique en médecine vétérinaire s'est développée au XX<sup>ème</sup> siècle. Son utilisation est devenue de plus en plus courante au cours de ces dernières années.

Le service de Soins Intensifs Anesthésie et Médecine d'Urgence (SIAMU) est une unité d'urgence et de soins intensifs de l'école vétérinaire (VetAgro Sup Lyon) accueillant les animaux de compagnie 24 heures sur 24 et sept jours sur sept. La transfusion sanguine étant un acte à réaliser avec des précautions particulières et sous surveillance rapprochée, à l'école, elle est effectuée systématiquement au SIAMU.

Le pronostic des animaux transfusés est souvent difficile à déterminer. Quelques études réalisées sur des cas de transfusion montrent des taux de survie lors de la sortie de l'hôpital de l'ordre des 60% (Weingart, Giger, et Kohn 2004; Roux et al. 2008). Le suivi après la sortie est rarement effectué et rapporté, ainsi, peu de données sont disponibles sur l'évolution des animaux transfusés après le retour à la maison.

Le manque de données globales sur les cas de transfusions sanguines chez les chats ainsi que leur suivi ont motivé la réalisation de ce projet.

Ce travail de thèse se concentre tout d'abord sur les spécificités de la transfusion sanguine chez le chat.

Dans un deuxième temps nous présentons et commentons les résultats de l'enquête menée sur les 77 cas de transfusions félines recensés au SIAMU entre janvier 2014 et avril 2019. L'étude rapporte les résultats d'une analyse des cas de chats décédés au SIAMU d'une part, et des réponses à un questionnaire des cas de chats rentrés à la maison d'autre part.





## **Première partie**

### **Généralités sur la transfusion sanguine chez le chat**



Cette première partie est une présentation des connaissances retrouvées dans la littérature vétérinaire sur la transfusion sanguine chez le chat, de son histoire à sa réalisation en pratique.

## **I. L'histoire de la transfusion chez le chat**

### **I.A. L'histoire des groupes sanguins**

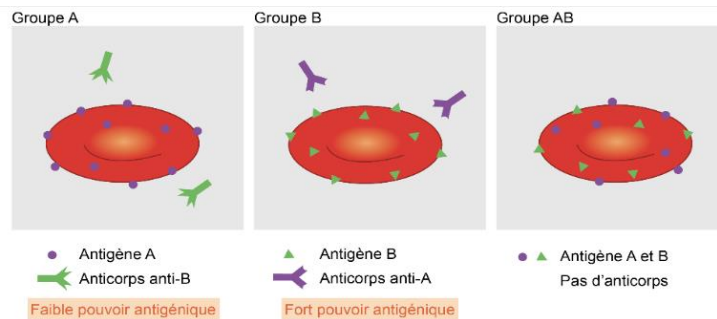
#### I.A.1) Leur découverte

Les groupes sanguins ont commencé à être étudiés chez le chat au début du XX<sup>ème</sup> siècle. Dès 1912, des travaux ont permis l'observation de phénomènes d'agglutination entre des échantillons sanguins provenant de différents chats (Auer et Bell 1981). Il faut attendre les travaux de Holmes en 1950 pour mettre en évidence l'existence de deux groupes sanguins (Holmes 1950).

La dénomination des groupes sanguins A et B se fait en 1962 en France (Eyquem, Podliachouk, et Millot 1962). Cette nomenclature AB est confirmée en 1981 et un troisième groupe, le groupe AB, est découvert (Auer et Bell 1981). Après cela, les chats sont classés en trois groupes : A, B et AB.

#### I.A.2) Les connaissances actuelles sur les groupes sanguins chez le chat

Le système de groupes sanguins AB chez le chat défini en 1981 est celui qui est encore utilisé aujourd'hui dans le monde. La figure 1 schématise les différents groupes sanguins.



***Figure 1 : Représentation schématique des groupes sanguins chez le chat selon le système universel AB, d'après (Pouzot-Nevoret et Goy-Tholot 2019)***

Une étude de Weinstein et al (2007) a révélé des crossmatch incompatibles chez des chats ayant pourtant le même groupe sanguin (selon le système AB). Ce travail a mis en évidence l'importance d'un antigène : Mik permettant d'expliquer le phénomène observé. En effet, en l'absence d'antigènes Mik à la surface des globules rouges, des anticorps anti-Mik sont produits et peuvent être à l'origine de réactions transfusionnelles (Weinstein et al. 2007). C'est un système encore mal connu et qui reste à approfondir.

Une étude de 2020 a identifié cinq antigènes différents présents à la surface des érythrocytes félines. Dans l'étude, seuls les chats ne possédant pas l'antigène numéro 1 présentaient plus de risques de posséder naturellement des allo-anticorps pouvant être à l'origine d'incompatibilité transfusionnelle. L'hypothèse a été émise que cet antigène 1 corresponde à l'antigène Mik

précédemment cité sans avoir pu le prouver. L'identification de ces antigènes vient, questionne l'unicité du système AB chez les chats (Binvel et al. 2020)

Ces études rendent d'autant plus pertinente la réalisation de tests de compatibilité avant toute transfusion afin de réduire les risques d'accidents transfusionnels (Davidow et al. 2021b).

## I.B. La répartition des groupes sanguins

### I.B.1) La répartition géographique

En 1981, suite à la définition du système AB, une première étude est réalisée à Brisbane sur 1895 chats afin d'évaluer la prévalence des différents groupes sanguins au sein de l'espèce (Auer et Bell 1981).

A la suite de cela, et jusqu'à aujourd'hui encore, un grand nombre d'études ont été réalisées dans différents pays. Une étude de 2019 regroupe un grand nombre de données sur la prévalence des groupes sanguins dans le monde, le tableau 1 s'en inspire pour présenter une liste non exhaustive de données disponibles dans la littérature (Nectoux et al. 2019).

Localisation		Nombres de cas étudiés	Prévalence des groupes sanguins (%)			Références
			A	B	AB	
Portugal		185	90,3	3,8	<b>5,9</b>	(Silvestre-Ferreira et al. 2004)
Canada (Montréal)		207	<b>95,2</b>	4,4	<b>0,4</b>	(Fosset et Blais 2014)
France (Lyon)		320	83,8	14,4	1,9	(Nectoux et al. 2019)
Angleterre	Sud-Est	105	67,6	30,5	1,9	(Forcada, Guitian, et Gibson 2007)
	Nord+ Ecosse	139	87,1	7,9	5	(Knottenbelt et al. 1999)
Brésil (Rio de Janeiro)		172	94,8	<b>2,9</b>	2,3	(Medeiros et al. 2008)
Turquie		301	73,1	24,6	2,3	(Arikan et al. 2006)
Chine (Pékin)		262	88,2	11,4	<b>0,4</b>	(Zheng et al. 2011)
Italie		140	90,7	7,2	2,1	(Proverbio et al. 2011)
Grèce		207	78,3	20,3	1,4	(Mylonakis et al. 2001)
Australie	Sydney	187	<b>62</b>	36	2	(Malik et al. 2005)
	Brisbane	1895	73,3	<b>26,3</b>	<b>0,4</b>	(Auer et Bell 1981)
Irlande (Dublin)		137	84,7	14,6	0,7	(Juvet, Brennan, et Mooney 2011)
Nouvelle-Zélande		245	79	20	1	(Cattin 2016)
Espagne (Canaries)		97	88,7	7,2	4	(Silvestre-Ferreira et al. 2004)

*Tableau 1 : Répartition géographique des groupes sanguins à partir d'échantillons provenant de chats européens domestiques (les valeurs extrêmes par groupe sont en gras), (Nectoux et al. 2019)*

De manière générale le groupe A est prédominant avec une prévalence de 62% à Sydney jusqu'à 95,2% à Montréal. Le groupe B arrive en seconde position avec de grandes variations : de 2,9% à Rio de Janeiro à 36% à Sydney. Enfin le groupe AB est le plus rare avec seulement à 0,4% dans différents pays et jusqu'à 5,9% au Portugal.

#### I.B.2) La répartition des groupes du système AB au sein des races

Différents travaux se sont penchés sur la question d'une possible différence de prévalence des groupes chez certaines races. Une étude de Gunn-Moore et al (2009) réalisée sur 100 chats du Bengal au Royaume-Uni a montré que l'ensemble des individus étaient de groupe A (Gunn-Moore, Simpson, et Day 2009). En France, Nectoux et al (2019) ont réalisé un travail sur 37 chats de races donnant une prévalence de 89,2% pour le groupe A, de 10,8% pour le groupe B et de 0% pour le groupe AB. Le groupe A reste majoritaire chez les chats de race de cette étude (Nectoux et al. 2019). Une étude de Knottenbelt et al (1999), a répertorié la répartition des groupes dans plusieurs races (tableau 2).

Race	Nombre de chats étudiés	Groupe A (%)	Groupe B (%)	Groupe AB (%)
British Shorthair	121	39,7	58,7	1,6
Sacré de Birmanie	24	62,5	29,2	8,3
Persan	17	88,2	11,8	0
Burmese	10	90	10	0
Somali	9	77,8	0	22,2
Bengal	8	50	0	50
Ragdoll	7	71,4	28,2	0
Siamois	4	100	0	0
Devon rex	2	100	0	0
Abyssin	2	50	0	50
Chinchilla	1	100	0	0
Turc de Van	1	100	0	0
Bombay	1	100	0	0
Total	207	54,6	40,1	5,3

**Tableau 2 : Répartition des groupes sanguins dans plusieurs races d'une étude anglaise**  
(Knottenbelt et al. 1999)

De manière générale, bien que le groupe A reste majoritaire à 54,6%, le groupe B est plus représenté dans certaines races que dans la population générale. Il faut rester vigilant sur l'interprétation de cette étude étant donné les petites populations étudiées. Les British Shorthair ont néanmoins une majorité d'individus de groupe B dans une population assez conséquente de 121 chats. (Knottenbelt et al. 1999)

## I.C. Les méthodes de groupages

Dès 1981, Auer et Bell ont mis en évidence des allo-anticorps naturellement présents chez les chats. Dans cette étude 95% des chats de groupe B possèdent des anticorps anti-A et 35% de ceux de groupe A ont des anticorps anti-B. (Auer et Bell 1981). Cela révèle une incompatibilité naturelle entre les chats de groupes différents. Il faut noter que les anticorps sont peu ou pas décrits chez le chien. Cela justifie le caractère indispensable du groupage sanguin chez le chat, et ce dès la première transfusion. Il a fallu développer des moyens simples de déterminer le groupe de chaque individu.

La groupage sanguin peut se faire en laboratoire avec des tests d'agglutination en tube ou sur lame ainsi que des tests sur gel (Seth, Jackson, et Giger 2011). Dans un souci de rapidité et d'efficacité, différentes méthodes se sont développées afin de pouvoir effectuer très facilement un groupage des animaux directement à leur chevet.

Les méthodes, détaillées plus bas, sont l'immuno-chromatographie (technique utilisée au SIAMU), les cartes de groupage ou les tests sur gel qui sont faciles d'utilisation. (Russo et Humm 2016).

### I.C.1) Les tests utilisant l'immuno-chromatographie

Il existe deux méthodes d'immuno-chromatographie : le QuickTEST développé par Alvedia à Limonest (France) et le RapidVet H IC développé par les laboratoires MSD à Flemington (États-Unis). Ces tests utilisent le principe de capillarité pour faire migrer les globules rouges sur une bandelette contenant sur trois sites différents, des anticorps monoclonaux anti-A, anti-B et un anticorps monoclonal anti-glycophorine. Des complexes se créent en présence d'antigènes correspondant sur la membrane des globules rouges, ils sont rendus visibles par l'association avec un conjugué. La glycophorine est une protéine présente à la surface de tous les globules rouges et constitue un contrôle pour la validité du test (Abrams-Ogg 2016; Goy-Thollot 2020).

#### ➤ Le QuickTEST :

Technique :

- Mettre trois gouttes de solution tampon dans le puit du milieu
- Déposer 10 microlitres de l'échantillon de sang total ou prélevé dans un tube EDTA dans ce même puit
- Agiter 7 secondes
- Déposer la partie contenant la languette et attendre 2 à 5 minutes
- Il suffit ensuite de refermer le boîtier pour lire les résultats.

La lecture des résultats est très simple avec une bande rouge témoignant de la formation d'un complexe et donnant directement le groupe sanguin. Une bande rouge doit aussi apparaître au niveau de la zone de contrôle pour que le résultat soit validé.

(Abrams-Ogg 2016)

➤ Le RapidVet-H IC :

Technique :

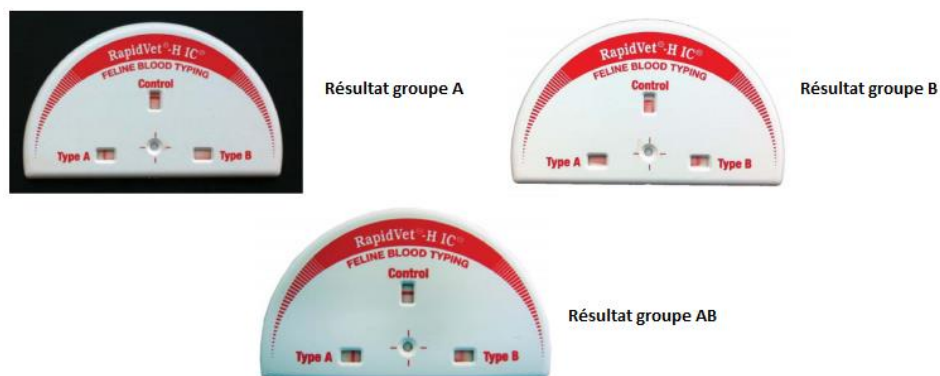
- Mettre une goutte de sang total ou prélevé dans un tube EDTA ou un tube hépariné dans la solution tampon fournie
- Déposer trois gouttes de cette solution au centre de la plaque
- Attendre en 10 et 15 minutes pour lire les résultats



**Figure 2 :** Photos du dispositif des résultats à gauche et du dispositif à droite, extrait du site du laboratoire Alvedia

La lecture des résultats est simple avec l'apparition d'une barre rouge dans les fenêtres correspondant aux différents groupes sanguins. Une bande rouge doit aussi apparaître au niveau de la zone de contrôle pour que le résultat soit validé (voir figure 3).

(Abrams-Ogg 2016)



**Figure 3 :** Photos des différents résultats possibles du test extrait du Manual of Veterinary Transfusion Medicine and Blood Banking (Abrams-Ogg 2016)

## I.C.2) Les cartes de groupage

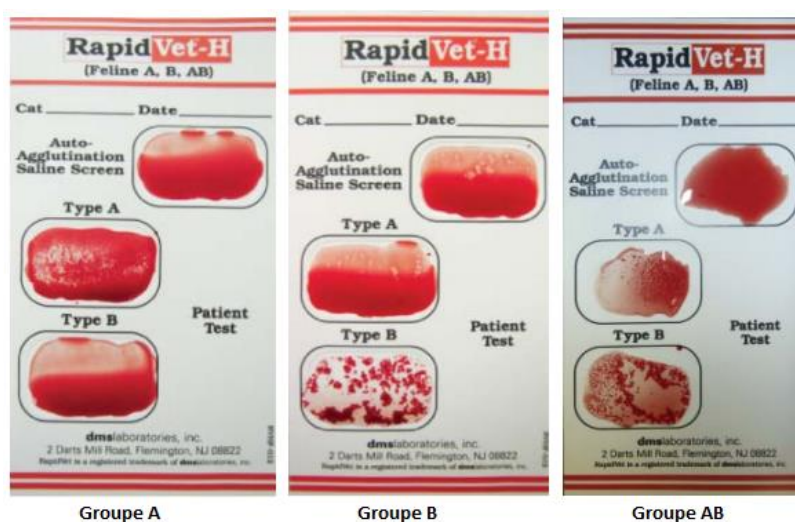
Le système de cartes Rapid Vet-H Feline commercialisé par les laboratoires MSD à Flemington (États-Unis) se fonde sur l'observation du phénomène d'agglutination en faisant réagir un échantillon sanguin avec des anticorps polyclonaux anti-A présents dans une case et des anti-B dans une autre. Une case de contrôle est présente pour vérifier l'absence de phénomène d'auto-agglutination.

Technique :

- Déposer une goutte de PBS et une goutte de l'échantillon sanguin dans la case contrôle d'auto-agglutination
- Si aucun phénomène d'agglutination n'est observé après 10 secondes de mélange : continuer le test. C'est le contrôle qui assure la validité du test.
- Déposer une goutte de PBS et une goutte (50 microlitres) de l'échantillon dans chacune des cases
- Agiter pendant 10 secondes

(Proverbio et al. 2011)

La lecture des résultats se fait en observant les phénomènes d'agglutination dans les cases correspondantes aux différents groupes (voir figure 4). Il est important de noter que la lecture des résultats est très opérateur-dépendante. Il se peut que la réaction soit plus ou moins franche et donc plus ou moins facile à interpréter. Il est ininterprétable en cas de phénomène d'auto-agglutination (ex : anémie hémolytique à médiation immune) (Goy-Thollot 2020).



**Figure 4** : Photos des trois types de résultats possibles avec ce test extrait du *Manual of Veterinary Transfusion Medicine and Blood Banking* (Abrams-Ogg 2016)



### I.C.3) Le groupage sur gel

Le dispositif ID Gel-Test Micro Typing System développé en Suisse par DiaMed AG permet de tester deux échantillons par test. Chaque ligne de test contient six tubes permettant de grouper deux chats. Ce test est plus long, peu pratique à réaliser et moins facile à interpréter. Il est composé de trois tubes : un tube contenant de la lectine à propriété anti-B, un tube contenant du sérum anti-A, le dernier uniquement du gel (Goy-Thollot 2020).

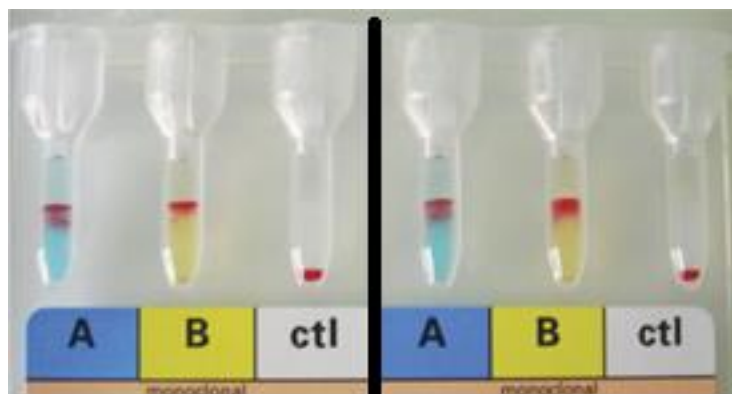
Technique :

- Centrifuger l'échantillon pendant 10 minutes
- Récupérer 25 microlitres du culot globulaire
- Diluer dans 500 microlitres d'une solution tampon fournie dans le kit
- Déposer 12,5 microlitres de cette solution dans les trois tubes du test.

La lecture des résultats se fait dans chaque tube, chacun correspondant au groupe A ou B (voire figure 5). On classe ensuite selon une grille évaluant l'intensité de la réaction :

- 4+ : Tous les globules rouges s'agglutinent formant une ligne rouge à la surface du gel
- 3+ : La majorité des globules rouges s'agglutinent formant une ligne rouge à la surface
- 2+ : Tous les globules rouges agglutinés sont dispersés dans le gel
- 1+ : Quelques globules rouges agglutinés sont dispersés dans le gel et la plupart des globules rouges sont au fond du tube
- Négatif : Tous les globules rouges sont au fond du tubes

Afin de valider les résultats, les globules rouges doivent tous être au fond du tube de contrôle. (Proverbio et al. 2011)



**Figure 5 :** Exemple de résultats obtenus avec le test sur gel. Ici les deux tests donnent un résultat AB 3+ (A : groupe sanguin A, B : groupe sanguin B, ctl : contrôle) extrait d'une étude (Proverbio et al. 2011)

Les tests disponibles en cliniques au chevet du patient sont donc très pratiques et assez fiables pour grouper très rapidement un animal nécessitant une transfusion.

Un travail de Seth et al (2011) note que, bien que la spécificité de tous ces tests pour identifier un groupe A soit de 100%, la sensibilité, elle, est plus faible pour les tests utilisés en clinique (97,7% pour l'immuno--chromatographie et 93,3% pour les cartes de groupage). C'est pourquoi, des tests en laboratoire sont pratiqués en médecine humaine. L'étude compare les méthodes de groupage sur 58 échantillons. Dans 90% des cas les mêmes résultats ont été obtenus. En conclusion, il est recommandé d'avoir recours aux analyses de laboratoires pour grouper les donneurs lors de la constitution d'une banque de sang, pour les animaux destinés à la reproduction, ainsi que pour vérifier les résultats des tests rapides avec un test différent si le résultat est un groupe rare comme B ou AB (Seth, Jackson, et Giger 2011).

## II. Le receveur

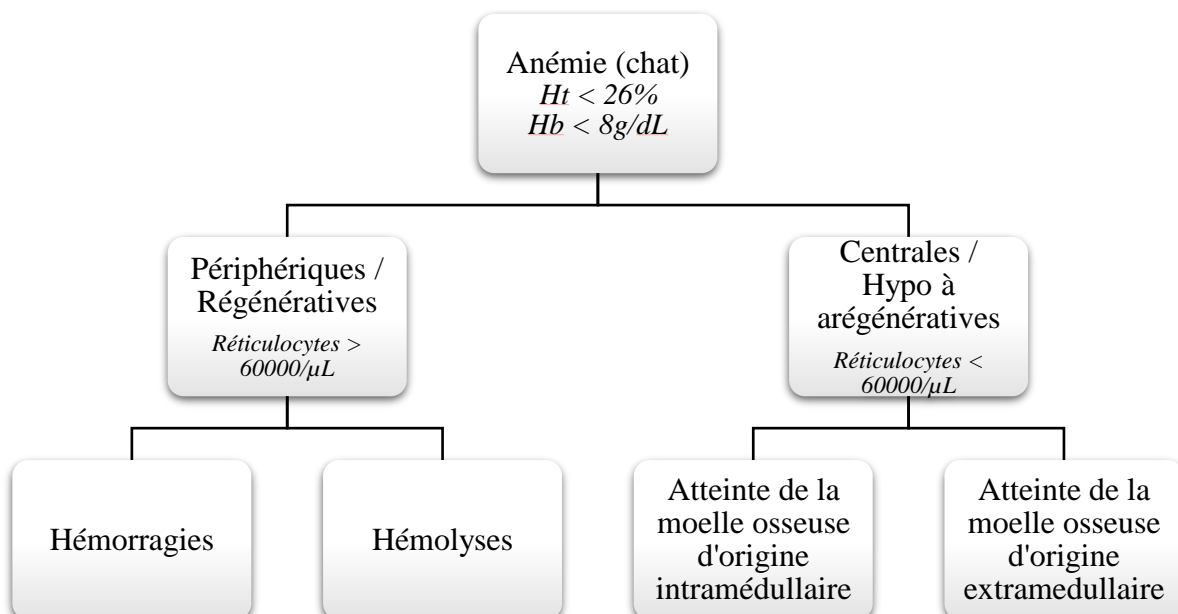
### II.A. Les indications de la transfusion sanguine

#### II.A.1) Les anémies

Une anémie est une diminution de la concentration sanguine en hémoglobine (valeurs seuils chez le chat : hémoglobine < 8g/dl et hématocrite < 26%). Elle est la principale indication aux transfusions. Au sein d'une étude de Weingert et al (2004) réalisée chez 92 chats ayant nécessité une ou plusieurs transfusions durant leurs hospitalisations, 95,7% des chats ont été admis pour une anémie (Weingart, Giger, et Kohn 2004).

#### II.A.1)a) L'étiologie

Les origines de l'anémie sont multiples et peuvent être classées comme présentée dans la figure 6 ci-dessous.



**Figure 6 :** Origines des anémies et valeurs fixées pour le diagnostic, adapté de (Weiss et Wardrop 2010)

Les prévalences des différentes causes ont été répertoriées dans les études de Weingart et al (2004) et Klaser et al (2005) en déclinant l'étiologie en trois groupes : perte de sang, hémolyse et déficience de l'érythropoïèse (tableau 3).

Etude	Nombre de chat	Perte de sang (%)	Hémolyse (%)	Déficience de l'érythropoïèse (%)
(Weingart, Giger, et Kohn 2004)	91	45	15	40
(Klaser, Reine, et Hohenhaus 2005)	126	52	10	38

**Tableau 3** : Résultats des prévalences des origines des anémies dans deux études, (Weingart, Giger, et Kohn 2004)

#### ➤ Les anémies périphériques

En premier lieu les pertes sanguines. Elles surviennent lors de traumatismes, au cours ou à la suite d'une chirurgie, en présence d'ulcères gastro-intestinaux, de ruptures de tumeurs, d'intoxication aux rodenticides (antivitamines K1) ou encore lors d'infestations parasitaires internes ou externes (une pullulose majeure par exemple).

Un deuxième phénomène responsable d'anémies périphériques est l'hémolyse. Cela correspond à la destruction des globules rouges. Celle-ci peut être causée :

- par des anticorps dirigés contre les globules rouges : l'anémie hémolytique à médiation immune (ahmi) ou des réactions transfusionnelles ;
- par des affections congénitales : déficit en pyruvate kinase présent chez les chats abyssins et somalis (barrs et al. 2009) ;
- par des intoxications par des métaux (le zinc), des aliments (l'ail) ou des médicaments (benzocaïne) causant des troubles oxydatifs ;
- par une infestation d'érythroparasites : *Mycoplasma Haemofelis*, *M. haemominutum*, *Cytauxzoon felis*, ou encore *Babesia felis* ;
- par des morsures de serpents ;
- par des microangiopathies : torsion splénique ou hémangiosarcome (très rare chez le chat).

(DiFazio et Hackner 2018; Herbet et Bulliot 2018)

#### ➤ Les anémies centrales

Une anémie peut aussi être la conséquence d'un défaut de production d'érythrocytes au sein de la moelle osseuse.

Ces déficits de production peuvent être d'origine extra-médullaire lors :

- d'affections systémiques : un état inflammatoire chronique, une infection par le FeLV, une panleucopénie féline, une insuffisance rénale (causant un déficit en EPO) ou hépatique ;
- de déficit nutritionnels comme le fer.

Ces déficits de production peuvent aussi être d'origine intra-médullaire lors :

- d'infiltration tumorale primaire : les leucémies, les lymphomes ou les infiltrations métastatiques ;
- de myélofibrose qui se développe lors d'infection par le FeLV, de déficit en pyruvate kinase ou bien de manière idiopathique ;
- de syndrome myélodysplasique qui apparaît lors de phénomènes inflammatoires, d'infection par le FeLV ou le FIV, de syndrome préleucémique ou bien encore d'origine idiopathique ;
- d'intoxications médicamenteuses avec les œstrogènes, la chimiothérapie, la griséofulvine ou le fenbendazole ;
- de phénomènes infectieux comme l'ehrlichiose ou la leishmaniose.

(DiFazio et Hackner 2018; Herbet et Bulliot 2018)

#### II.A.1)b) Le diagnostic

Un examen clinique complet et attentif est la première étape qui peut nous laisser suspecter une anémie. Le tableau clinique le plus courant se compose :

- de muqueuses pâles ;
- d'un temps de recoloration capillaire augmenté ;
- d'une tachycardie, d'un pouls bondissant ou faible ;
- d'une tachypnée ;
- d'un état de conscience diminué ;
- de l'auscultation d'un souffle cardiaque ;

L'examen clinique peut aussi mettre en évidence un ictère évoquant une hémolyse, ou une hyperthermie laissant supposer un phénomène infection ou inflammatoire. A l'exception des hémorragies externes importantes, lors de l'examen clinique aucun signe n'est pathognomonique et ne permet d'identifier de manière certaine l'origine d'une anémie.

Le recours aux analyses de laboratoires est indispensable en réalisant une numération et une formule sanguines. Les paramètres que sont la concentration en hémoglobine et le taux d'hématocrite (dont les valeurs chez le chat sont précisées dans la figure 6) qui mettent en évidence l'anémie.

Le taux d'hématocrite est utilisé pour caractériser la sévérité de l'anémie. Il est un des facteurs décisionnel dans la mise en place de traitements et notamment de transfusion. Les valeurs de référence sont données dans le tableau 4 ci-dessous.

Sévérité	Hématocrite (%)
Légère	20 - 26
Modérée	14 - 19
Sévère	10 - 13
Très sévère	< 10

**Tableau 4** : Sévérité de l'anémie en fonction de la valeur de l'hématocrite (Weiss et Wardrop 2010)

Le diagnostic étiologique des anémies passe par la connaissance de son caractère régénératif ou non. On s'intéresse donc au comptage des réticulocytes avec une valeur seuil de 6000 par microlitre. Il faut être vigilant à la durée de mise en place de l'anémie car en début d'évolution les anémies peuvent être hypo à non régénératives, il faut attendre quelques jours pour voir apparaître un caractère régénératif.

La réalisation d'un frottis sanguin permet d'objectiver une anémie, d'observer la morphologie des érythrocytes, et de déterminer son caractère régénératif. Le tableau 5 répertorie des anomalies morphologiques des érythrocytes visibles sur le frottis sanguin.

Chez le chat, il existe deux types de réticulocytes. Les réticulocytes réticulés qui sont des réticulocytes âgés de quelques jours, et les réticulocytes ponctués qui sont des réticulocytes réticulés matures de 2 à 3 semaines. La distinction se fait par examen d'un frottis avec une coloration spéciale avec du Bleu de Crésyl. Pour déterminer plus précisément le caractère régénératif d'une anémie chez les chats on s'intéresse aux réticulocytes réticulés plus représentatifs de la régénération à court terme (Donzel 2007).

<b>Anomalies morphologiques des érythrocytes</b>	<b>Causes associées</b>
Sphérocytes	Anémie hémolytique à médiation immunitaire (AHMI) , parasites érythrocytaires, intoxication au zinc, envenimation
Hématies nucléées	Affections de la moelle osseuse, affection splénique, coup de chaleur, érythropoïèse accélérée ou intoxication au plomb
Corps de Heinz	Troubles oxydatifs
Schizocytes	Coagulation intravasculaire disséminée (CIVD), hémangiosarcome, dirofilariose, myélofibrose, insuffisance cardiaque congestive, glomérulonéphrite, intoxication chronique à la doxorubicine
Echinocytes	Artéfacts, glomérulonéphrite, lymphome, intoxication à la doxorubicine, déficit en électrolytes, envenimation (serpents à sonnettes)
Acanthocytes	Hémangiosarcome, shunt porto-systémique, trouble hépatiques, lymphosarcome, glomérulonéphrite, lipidose hépatique
Kératocytes	CIVD, hémangiosarcome, dirofilariose, myélofibrose, insuffisance cardiaque congestive, glomérulonéphrite, intoxication à la doxorubicine

***Tableau 5 : Anomalies érythrocytaires observables sur un frottis sanguin et les causes associées d'après (DiFazio et Hackner 2018)***

Une anémie arégénérative envoie vers un trouble de l'érythropoïèse qui peut être explorée en recherchant les causes précédemment évoquées ou bien en réalisant un myélogramme.

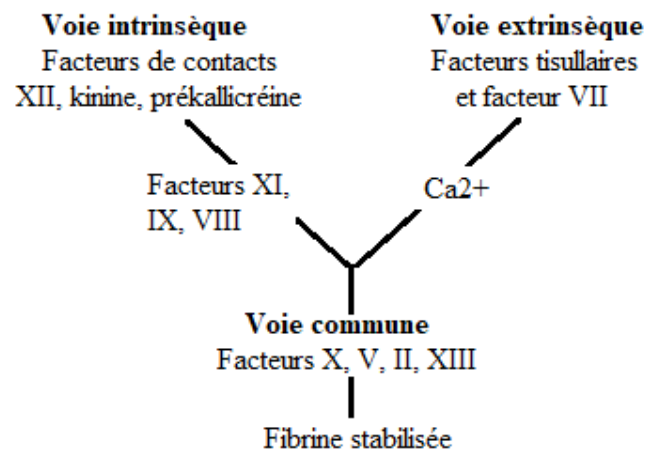
Si, au contraire, l'origine est périphérique, l'examen clinique peut nous donner des indices sur une hémolyse (ictère) ou bien des pertes sanguines (pétéchies, hématomes). Pour ce qui est des hémorragies, les échographies T- et A-FAST sont des examens facilement réalisables pour objectiver des épanchements dans l'urgence. (DiFazio et Hackner 2018)

## II.A.2) Les troubles de la coagulation

L'hémostase est un phénomène complexe qui comporte trois phases principales : l'hémostase primaire, la secondaire et la fibrinolyse.

L'hémostase primaire permet la formation d'un clou plaquettaire. L'hémostase secondaire consolide ce clou avec la formation d'un caillot sanguin via la cascade de coagulation. Celle-ci implique un grand nombre de facteurs synthétisés, en grande partie, par le foie. Cette cascade se divise en trois voies détaillées dans la figure 7 : intrinsèques, extrinsèque et enfin une voie commune. Ce caillot va être éliminé grâce à la plasmine lors de la fibrinolyse.

A l'examen clinique, on peut remarquer une perturbation des mécanismes des deux premières phases avec l'apparition de pétéchies ou d'hématomes récurrents inexplicables.



**Figure 7** : Schéma simplifié des voies de la cascade de la coagulation avec les facteurs intervenants, d'après (Tasker 2006)

### ➤ Les troubles de l'hémostase primaire

Les troubles de l'hémostase primaire correspondent à la présence d'une thrombopénie (<20.10<sup>9</sup> plaquettes/L) ou d'une thrombopathie.

Les thrombopénies peuvent être causées par un défaut de production que lors d'une leucémie ou d'une myélodysplasie ou bien d'une destruction des plaquettes.

Différentes causes sont possibles : les phénomènes dysimmunitaires, les origines idiopathiques ou iatrogènes avec l'administration de methimazole, de griséofulvine, de propylthiouracile ou d'agents de chimiothérapie (Peterson, Couto, et Wellman 1995). La cause infectieuse est aussi possible, par exemple des chats atteints du FIV, du FeLV, de panleucopénie féline d'une péritonite infectieuse féline (PIF) ou d'une toxoplasmose (Jordan, Grindem, et Breitschwerdt 1993).

Les thrombopathies peuvent être héréditaires ou acquises.

Les causes héréditaires sont assez rares chez le chat. Une affection existant chez le chat est la maladie de Chediak-Higashi uniquement rencontrée chez les Persans (Tasker 2006).

Les causes acquises sont les maladies rénales, hépatiques, les origines infectieuses comme la PIF, les phénomènes néoplasiques, la coagulation intravasculaire disséminée (CIVD, voir paragraphe suivant) ou encore l'administration d'aspirine (Tasker 2006).

➤ Les troubles de l'hémostase secondaire

Il faut distinguer des troubles héréditaires et des troubles acquis.

Les affections héréditaires :

La maladie de Hageman, qui reste rare chez le chat, est une déficience du facteur XII de la cascade de coagulation. C'est une affection autosomale récessive qui peut affecter les mâles comme les femelles. La maladie de Hageman est décrite principalement chez les chats européens mais aussi chez les Siamois et les Himalayens. Cette déficience est souvent bien supportée et peut ne pas nécessiter de traitement (Tasker 2006).

Les hémophilies A et B sont dues respectivement à des déficiences des facteurs VIII et IX. Ces facteurs agissent au même endroit dans la cascade de coagulation, de ce fait, ce sont des maladies comparables. L'hémophilie A présente une plus grande prévalence. Ces affections sont autosomales récessives portées par le chromosome X, ce qui explique que les mâles soient atteints en majorité. En effet les femelles homozygotes sont rares, elles sont donc souvent seulement porteuses (Littlewood 1989). La figure 8 présente le mode de transmission.



**Figure 8 :** *Modèle de transmission de l'hémophilie.  $X^h$  représentant le chromosome porteur. En rouge les individus malades, en orange les porteurs. (Littlewood 1989)*

Les hémophilies affectent très rarement les chats. Elles sont retrouvées chez des chats européens mais aussi des chats de races comme les Sacré de Birmanie et les Himalayens. Les chats hémophiles ont moins de 5% de facteurs de coagulation actifs. Une combinaison des deux types d'hémophilies est possible chez certains individus (Tasker 2006).

Les troubles acquis :

Le foie étant le lieu de synthèse des facteurs de coagulation, les atteintes hépatiques sont responsables de problèmes de coagulation via une mauvaise absorption de la vitamine K. Les facteurs II, VII, IX et X ayant une maturation dépendant de celle-ci, leur production est perturbée et des troubles peuvent apparaître.

Sur ce même principe, une intoxication aux rodenticides est responsable de troubles de la coagulation. Ces empoisonnements sont plus fréquents chez les chiens mais possibles chez les chats.

Des coagulopathies dues à des troubles de la vitamine K sont possibles lors d'insuffisances pancréatiques exocrines ou de malabsorption lors de maladies inflammatoires de l'intestin. Une infection par le FIV semble être associée avec des troubles de l'hémostase bien que le mécanisme soit mal connu (Tasker 2006).

➤ La Coagulation Intravasculaire Disséminée (CIVD)

La coagulation intravasculaire disséminée (CIVD) est un trouble secondaire à une affection systémique qui affecte à la fois les hémostases primaire et secondaire. En effet, celles-ci vont être activées de manière exagérée entraînant une consommation excessive de plaquettes et la formation de microthrombi dans tout l'organisme, diminuant la perfusion sanguine allant jusqu'à la nécrose de territoires ischémiés. Les facteurs de la coagulation vont également être consommés avec pour conséquences des hémorragies. La CIVD est secondaire, chez le chat, à des affections telles qu'un choc septique, un phénomène néoplasique, un coup de chaleur, des atteintes hépatiques, des pancréatites, ou des maladies auto-immunes.

Une étude de Estrin et al (2006) a mis en évidence un taux de mortalité de 93% chez les chats atteints de CIVD mais cela est à relier avec les causes sous-jacentes qui peuvent avoir un très mauvais pronostic comme le sepsis ou les phénomènes néoplasiques.

La transfusion sanguine fait partie de l'arsenal thérapeutique des CIVD (Estrin et al. 2006).

➤ Les méthodes diagnostiques

En cas de troubles avérés ou suspectés de la coagulation, des analyses permettent d'affiner le diagnostic.

Pour évaluer l'hémostase primaire les principaux tests sont un temps de saignement (difficile à réaliser en pratique) et un comptage plaquettaire (sur un frottis sanguin).

Pour explorer l'hémostase secondaire, on peut réaliser les temps de coagulation (temps de Quick, temps de céphaline activé et temps de thrombine) (Peterson, Couto, et Wellman 1995).

Les tests évaluant l'hémostase secondaire sont décrits dans le tableau 6.



	<b>Examens</b>	<b>Valeurs usuelles (chez le chat) (Herbet et Bulliot 2018)</b>	<b>Composants évalués</b>	<b>Causes possibles (chez le chat)</b>
<b>Hémostase secondaire</b>	Temps de coagulation sur tube sec	4-10 minutes	Hémostase secondaire	Ensemble des troubles de l'hémostase secondaire évoqués plus haut
	Temps de Quick (prothrombine)	<20% d'augmentation par rapport au contrôle	Voie extrinsèque ou commune (facteurs VII, X, V, II ou I)	Coagulation intravasculaire disséminée (CIVD) Intoxication aux rodenticides +/- maladie de Hageman Insuffisances hépatiques Déficiences de facteurs impliqués dans la voie commune ou extrinsèque
	Temps de céphaline activé (TCA) ou aPTT	<20% d'augmentation par rapport au contrôle	Voie intrinsèque ou commune (facteurs XII, XI, IX, V, II, I)	CIVD Intoxications aux rodenticides Hémophilies A et B Maladie de Hageman Insuffisances hépatiques Déficiences en facteurs de la voie intrinsèque ou commune
	Temps de thrombine	Non renseigné	Voie commune, quantité de fibrinogène	Déficiences en fibrinogène ou facteurs de la voie commune

***Tableau 6: Différents tests évaluant l'hémostase secondaire, d'après (Tasker 2006)***

### II.A.3) Les autres indications de la transfusion

Les autres indications de la transfusion sanguine sont plus marginales.

Une transfusion peut être réalisée en cas d'hypoalbuminémie ou de thrombopénie mais l'apport respectif en albumine et plaquettes n'est pas suffisamment significatif pour être thérapeutique.

### II.B. Les contre-indications aux transfusions

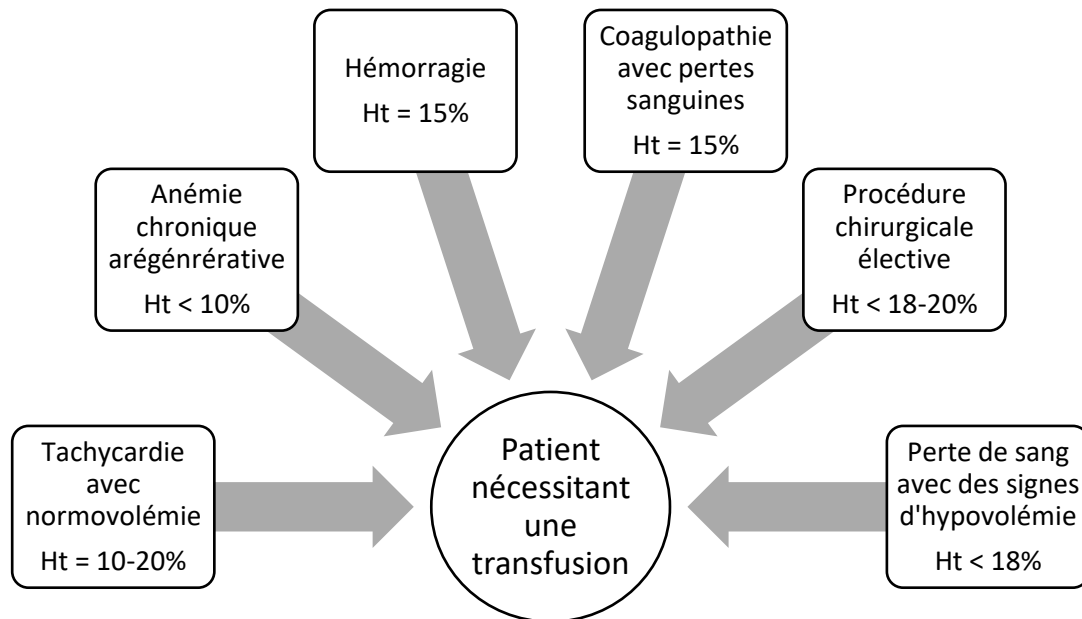
La contre-indication majeure chez le chat est l'incompatibilité transfusionnelle (paragraphe I.A.2)).

En cas d'insuffisance cardiaque une transfusion est possible, il faut rester vigilant car ces chats sont plus sensibles aux phénomènes de surcharge qui est une complication possible de la transfusion (Davidow et al. 2021a).

## II.C. La prise de décision pour la réalisation d'une transfusion

La transfusion est un traitement relativement complexe qui nécessite l'implication d'un animal sain et comportent des risques (voir réactions transfusionnelles au paragraphe IV.C.3)). Nous avons décrit précédemment les différentes indications de transfusion avec notamment les anémies et les troubles de la coagulation (voir paragraphe II.A.).

La figure 9 regroupe les différentes situations où la transfusion doit faire partie du plan thérapeutique en cas d'anémie d'après une publication de Barfield et all en 2011.



**Figure 9 :** Critères de décision de la réalisation d'une transfusion sanguine d'après (Barfield et Adamantos 2011)

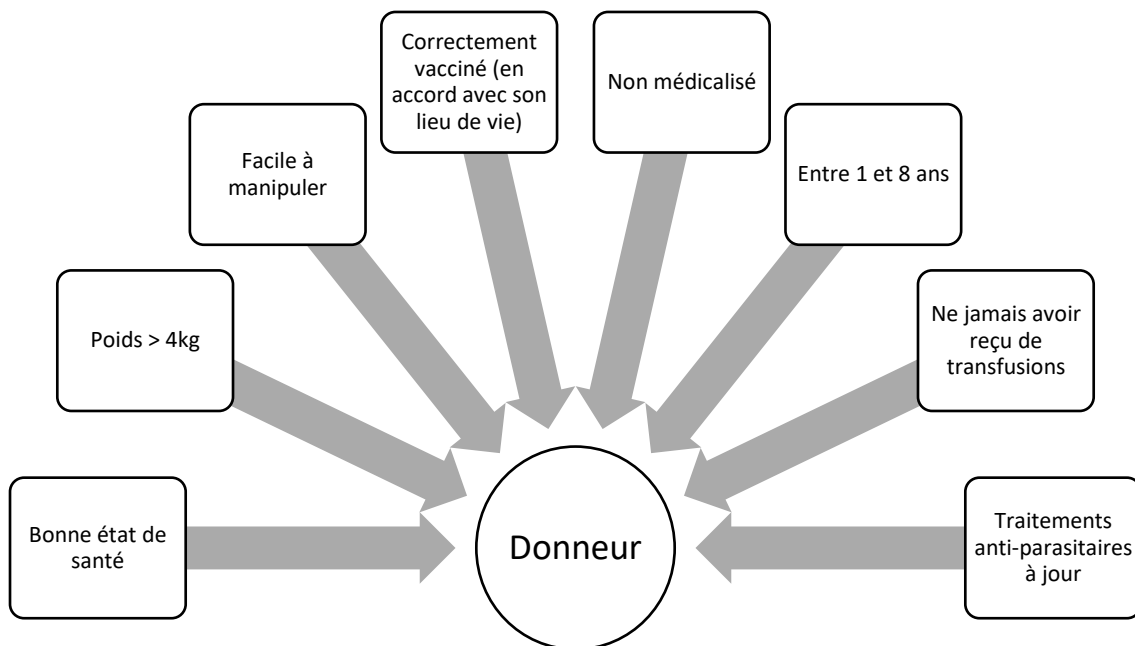
Des valeurs seuils d'hématocrite sont fixées (15-18% chez un animal hypovolémique, 10-12% chez un animal normovolémique) pour décider de la mise en place du traitement. Cependant, il est fondamental de se rapporter à la clinique et de suivre la cinétique de l'hématocrite et du taux d'hémoglobine. Une chute rapide de ces paramètres motive une transfusion dès lors que des valeurs d'hématocrites inférieures à 15-20% sont atteintes chez le chat (Goy-Thollot 2020).

### III. Le choix du donneur

#### III.A. Les conditions pour être un donneur

Avant de pouvoir prélever un chat il faut s'assurer qu'il remplisse une liste de critères assurant, d'une part, sa sécurité mais aussi celle du receveur.

Un certain nombre de conditions cliniques exposées par Russo et al (2016) sont regroupées dans la figure 10. Il est important de prendre connaissances d'éventuels voyages ou problèmes de santé, c'est pourquoi un examen clinique complet ainsi qu'une étude des commémoratifs sont indispensables avant chaque don (Russo et Humm 2016).



**Figure 10** : Conditions cliniques à remplir pour accepter un chat comme donneur pour une transfusion inspiré de (Russo et Humm 2016)

Au moment du don, un échantillon de sang est prélevé afin de réaliser une numération et une formule sanguines, un frottis sanguin ainsi qu'un profil biochimique de base comportant à minima l'urémie, la créatinémie et la protéinémie totale (Goy-Thollot 2020). Il est recommandé d'avoir une valeur de l'hématocrite supérieure à 30-35%. Cet échantillon sert aussi à connaître le statut FIV-FeLV de l'animal (Barfield et Adamantos 2011).

Enfin les dons doivent être espacés d'au moins deux mois pour préserver la santé du donneur. Il est aussi recommandé d'espacer d'un mois un don d'une vaccination ou d'une chirurgie de convenance.

### III.B. Les crossmatch

Les crossmatch permettent d'évaluer la compatibilité sérologique entre le donneur et le receveur en récréant ce qui va se produire lors de la transfusion.

Leur réalisation est fortement recommandée avant toute transfusion pour détecter d'éventuelles incompatibilités. Lors d'une première transfusion, la pertinence des crossmatch chez le chat a été appuyée par la découverte de l'importance de l'antigène Mik qui serait responsable de réactions transfusionnelles chez des animaux de même groupe dans le système AB. Elle est indispensable si le receveur a déjà reçu une transfusion plus de deux jours auparavant (Weinstein et al. 2007; Davidow et al. 2021b). Des tests en kit sont disponibles pour pouvoir réaliser ces examens rapidement au sein de la clinique.

Deux types de cross-match existent.

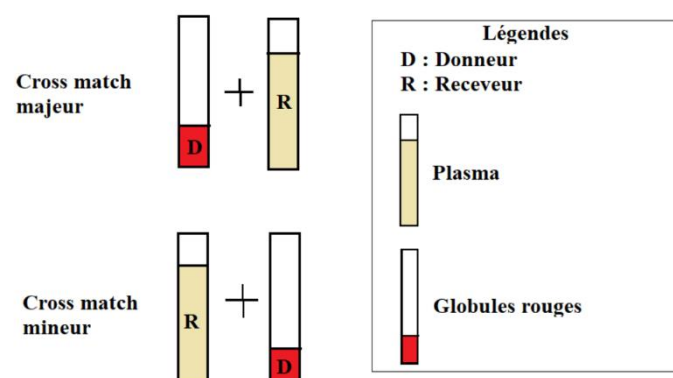
#### III.B.1) Les différents types de crossmatch

Le crossmatch majeur évalue la compatibilité entre les globules rouges du donneur et le plasma du receveur. Un crossmatch majeur incompatible indique la présence d'anticorps dans le plasma du receveur dirigés contre les antigènes de groupe sanguin à la surface des globules rouges du donneur. Il y a une contre-indication majeure à utiliser ce donneur pour éviter un phénomène d'hémolyse lors de la transfusion.

Le crossmatch mineur test la compatibilité entre le plasma du donneur et les globules rouges du receveur. Il est plus rarement utilisé. Un crossmatch mineur incompatible indique la présence d'anticorps dans le plasma du donneur dirigés contre les antigènes de groupe sanguin à la surface des globules rouges du receveur. Il est conseillé de changer de donneur car la durée de vie des globules rouges du donneur est limitée.

La figure 11 illustre les crossmatch.

(Davidow et al. 2021b)



**Figure 11** : Représentation schématique du principe général des crossmatch, d'après (Pouzot-Nevoret et Goy-Thollot 2019)

Ces tests peuvent être réalisés selon plusieurs méthodes : sur tube, sur lame et sur gel.

### III.B.2) Les différentes techniques de crossmatch

#### ➤ Le crossmatch majeur sur tube

Voici le protocole :

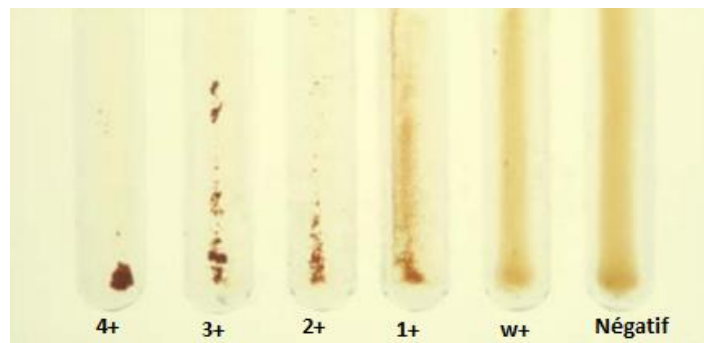
- Prélèvement de 0,5 à 1 ml de sang du donneur dans un tube EDTA
- Centrifugation pendant 10 minutes à vitesse lente
- Prélever 0,2 ml du culot hématique obtenu
- Diluer dans 4,8 ml de NaCl 0,9% et mélanger dans un autre tube
- Répartir une goutte de la solution dans trois tubes
- Ajouter deux gouttes du plasma ou du sérum du receveur dans les trois tubes
- Laisser incuber 15 minutes à 37°C, à température ambiante et à 4°C.
- Centrifuger tous les tubes à vitesse élevée pendant 1 minute
- Agiter doucement et rechercher un phénomène d'hémolyse dans le surnageant

(Herbet et Bulliot 2018; Goy-Thollot 2020)

La lecture des résultats se fait à l'œil nu (voir figure 12) en classant les résultats selon une grille :

- 4+ : un agrégat solide
- 3+ : plusieurs gros agrégats
- 2+ : des agrégats moyens avec un fond clair
- 1+ : petits agrégats, fond trouble rouge
- w+ : très petits agrégats, fond trouble rouge
- négatif : absence totale d'agrégats et fond trouble rouge

(Abrams-Ogg 2016)



***Figure 12 : Différents résultats possibles de crossmatch sur tube dans un ordre décroissant de réactivité, d'après Manual of Veterinary Transfusion Medicine and Blood Banking (Abrams-Ogg 2016)***

➤ Le crossmatch sur lame

Le protocole de réalisation :

- Récupérer entre 0,5 et 1 ml de sang sur tube EDTA du donneur et du receveur
- Centrifuger à vitesse moyenne
- Diluer 0,2 ml de globules rouges récupérés dans 4,8 ml de NaCl 0,9%
- Préparer 4 lames :
  - 1<sup>ère</sup> : Le contrôle du donneur : une goutte de la solution de globules rouge du receveur et deux gouttes du plasma du receveur
  - 2<sup>ème</sup> : Crossmatch majeur : une goutte de la solution de globules rouge du receveur et deux gouttes du plasma du donneur
  - 3<sup>ème</sup> : Crossmatch mineur : une goutte de la solution de globules rouge du donneur et deux gouttes du plasma du receveur
  - 4<sup>ème</sup> : Le contrôle du receveur (facultatif) : une goutte de la solution de globules rouge du donneur et deux gouttes du plasma du donneur
  
- Agiter doucement les lames et évaluer à l'œil nu au bout de deux minutes la présence d'agrégats (voir figure 13) selon une grille
  - 0 : absence d'agglutination
  - 1+ : petits agrégats après 30 secondes
  - 2+ : de nombreux petits agrégats dans les 15 secondes
  - 3+ : gros agrégats dans les 10 secondes
  - 4+ : gros agrégats dans les 5 secondes
  
- Placer une lamelle par-dessus et observer au microscope

(Abrams-Ogg 2016; Goy-Thollot 2020)



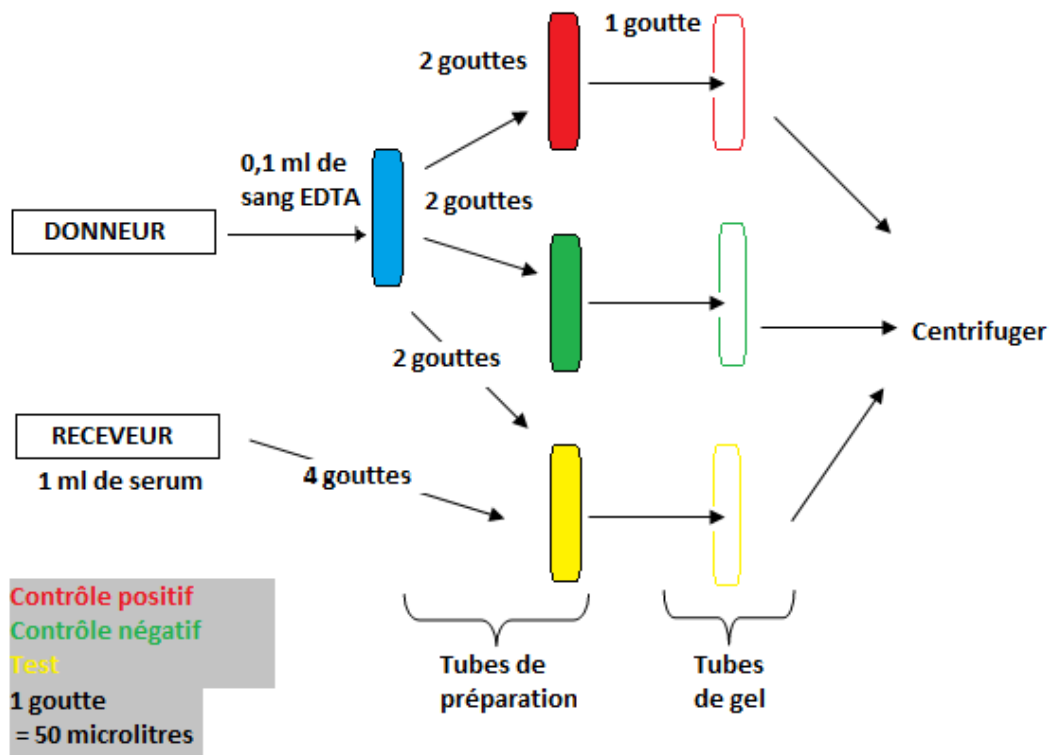
**Figure 13** : Photo de résultats obtenus de crossmatch sur lame d'après *Manual of Veterinary Transfusion Medicine and Blood Banking* (Abrams-Ogg 2016)

Les deux méthodes décrites précédemment sont longues et délicates à réaliser et l'interprétation des résultats dépend de l'expérience de l'opérateur à évaluer agrégats. Afin de

pallier ces inconvénients, la technique sur gel a été mise au point en médecine humaine (Abrams-Ogg 2016; Goy-Thollot 2020).

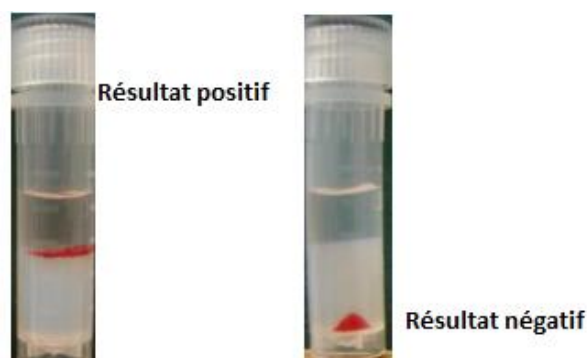
➤ Le crossmatch sur gel

Un kit à l'intention des vétérinaires est proposé par les laboratoires MSD : le RapidVet-H. Le protocole de réalisation est présenté ci-dessous (figure 14) :



**Figure 14 :** Protocole de réalisation du test sur gel RapidVet-H, extrait du site des laboratoires MSD

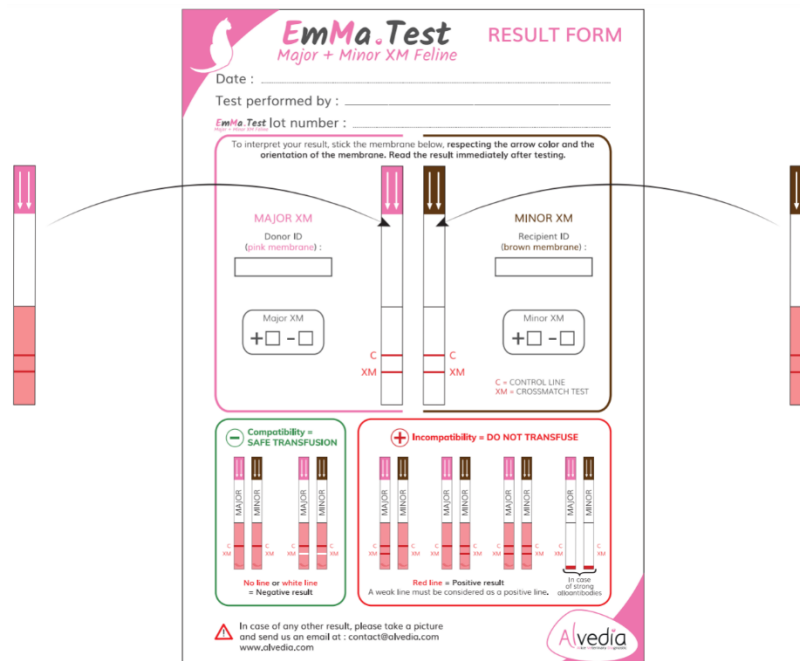
La lecture des résultats se fait à l'œil nu observant la formation d'une ligne rouge à la surface du gel témoignant d'une agglutination (figure 15).



**Figure 15 :** Exemples de résultats de crossmatch sur gel extrait du site des laboratoires MSD.

➤ Le crossmatch sur bandelette par technique d'immuno-chromatographie

En utilisant la technique d'immuno-chromatographie (technique décrite pour les groupages, paragraphe I.C.1)), le laboratoire Alvedia a développé des bandelettes pour la réalisation de crossmatch. La présence d'une anti-globuline féline spécifique permet de détecter des incompatibilités (Goy-Thollot 2020). La figure 16 présente le principe.



**Figure 16** : Fiche des résultats du kit, extrait du guide d'utilisation disponible sur le site du laboratoire Alvedia.

Un crossmatch révélant une compatibilité entre le donneur et le receveur permet d'éviter une réaction hémolytique aiguë mais ne prévient en rien l'apparition de d'autres réactions transfusionnelles non liées aux incompatibilités de groupe (paragraphe IV.C.3)) (Goy-Thollot 2020).

## **IV. La transfusion chez le chat**

Les procédures décrites dans cette partie sont celles pratiquées au SIAMU.

### **IV.A. Le prélèvement sanguin**

#### **IV.A.1) Le matériel**

Il est important de préparer tout le matériel nécessaire afin d'être le plus efficace possible et ainsi minimiser le temps du prélèvement. La figure 17 illustre le matériel nécessaire.



Le matériel doit être stérile, il faudra :

- Un cathéter veineux périphérique
- Un tube EDTA et un tube hépariné pour les prélèvements
- Des gants stériles
- Une tondeuse
- Des compresses imbibées de chlorhexidine solution et savon afin d'aseptiser la zone de prélèvement
- 2 à 3 seringues de 20mL anticoagulées avec 3mL d'anticoagulant citrate dextrose (ACD) ou de citrate phosphate dextrose (CPD), le ratio anticoagulant/sang doit être de 1 : 7 afin d'éviter les hypocalcémies chez le receveur.
- Une aiguille de 18 gauge montée sur un prolongateur et un robinet trois voies.
- Une poche de poche de transfusion chat 60ml simple/double (Feline single/double collection bags ALVEDIA®)
- Lubrifiant oculaire

On utilise ici un système ouvert avec plusieurs composants assemblés, en effet chez le chat, les systèmes fermés tout-en-un ne sont pas encore disponibles. Les poches mises à disposition par le laboratoire Alvedia nécessite l'ajout d'anticoagulant.

(Barfield et Adamantos 2011; Goy-Thollot 2020)



- 1 : Tondeuse
- 2 : nécessaire d'asepsie
- 3 : molécules d'anesthésie et seringue de sérum physiologique hépariné
- 4 : Deux seringues d'ACD qui vont être versées dans les seringues de 20mL
- 5 : Ocrygel®
- 6 : Aiguille de prélèvement de 21 Gauges
- 7 : Prolongateur et poche de transfusion chat (Alvedia®)
- 8 : Robinet trois voies
- 9 : Deux seringues de 20 mL

***Figure 17 : Photo du matériel nécessaire au prélèvement (après la pose du cathéter) prise au SIAMU***

#### IV.A.2) L'acte du prélèvement

##### ➤ L'anesthésie du donneur

La pose d'un cathéter veineux périphérique est nécessaire pour l'anesthésie et permet de prélever des échantillons de sang afin de réaliser le groupage, les crossmatch, ainsi que les analyses précédemment évoquées.

Le don de sang chez le chat nécessite une anesthésie. Un protocole avec du butorphanol (0,2mg/kg), du midazolam (0,3mg/kg) et de l'alfaxolone à effet (entre 0,2 et 2 mg/kg) peut être utilisé. Il est aussi possible d'administrer des gaz anesthésiants comme l'isoflurane ou le sévoflurane avec un masque. Il est conseillé d'administrer de la gabapentine per os (50 à 100mg/chat) au moins une heure avant le don afin de calmer le donneur. Un lubrifiant oculaire doit être utilisé au début de l'anesthésie.

(Goy-Thollot 2020)

##### ➤ La zone de prélèvement

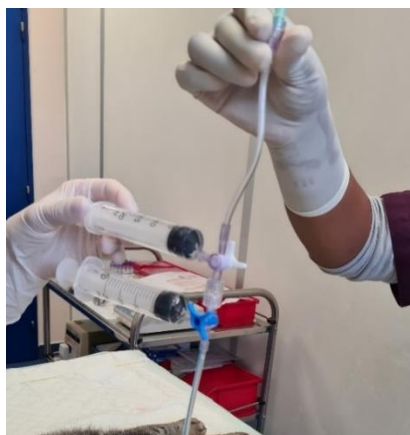
L'animal doit être placé en décubitus latéral et correctement maintenu afin de faciliter l'accès à la veine jugulaire pour le manipulateur. Il convient de tondre largement au niveau d'une des veines jugulaires, d'aseptiser la zone à l'aide d'un nettoyage avec de la chlorhexidine savon et solution. La figure 18 illustre ce positionnement.



***Figure 18 : Asepsie de la zone de prélèvement, photo prise au SIAMU***

##### ➤ L'acte du prélèvement

L'opérateur cathétérise la veine à l'aide d'une aiguille de 18 gauges préalablement reliée à deux seringues contenant un anticoagulant et à la poche de 50ml via le robinet trois voies (photo du montage à la figure 19).



***Figure 19 : Photo prise au SIAMU du montage du matériel de prélèvement, photo prise au SIAMU***

Une aide se place en contre-bas et aspire doucement le sang en remuant régulièrement la seringue afin d'homogénéiser l'anticoagulant. Lorsque la première est remplie, le robinet trois voies est changé d'orientation afin d'ouvrir l'accès à la seconde seringue pour continuer le prélèvement. Une fois les deux seringues remplies, on ouvre les robinets de façon à pouvoir les vider dans la poche située à la fin du prolongateur. La poche doit être scellée, datée et identifiée immédiatement après le don. Elle peut être utilisée directement ou stockée (voir paragraphe IV.A.3)). La figure 20 illustre un don.

Chez le chat, on prélève environ 10ml/kg avec un maximum de 50 ml par don.

A la fin du don, une compression au point de prélèvement sur la veine jugulaire doit être appliquée pendant un minimum de trois minutes.

Le réveil du donneur doit être surveillé, si le patient présente des signes d'hypovolémie, une perfusion de soluté peut être mise en place.

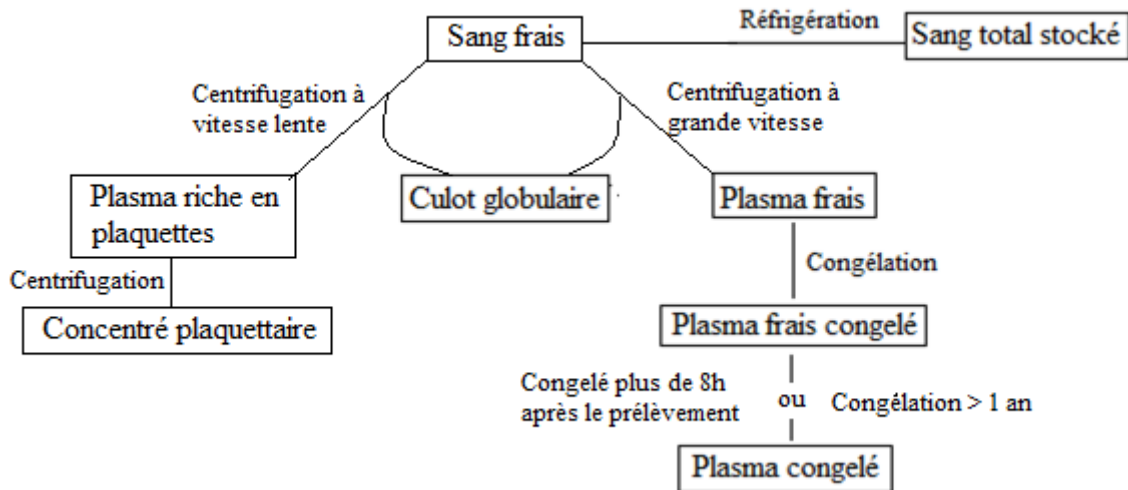
(Barfield et Adamantos 2011; Goy-Thollot 2020)



***Figure 20 : Photos prises au SIAMU du remplissage des deux seringues de prélèvement (à gauche) et de la poche remplie et identifiée (à droite). Photo prise au SIAMU***

#### IV.A.3) Les différents produits sanguins

A partir du sang total prélevé, différents produits sanguins peuvent être obtenus (figure 21). L'utilisation de ces différents produits est détaillée plus loin (paragraphe I.C.1)).



**Figure 21** : Les différents produits sanguins disponibles, d'après *Manual of Veterinary Transfusion Medicine and Blood Banking* (Abrams-Ogg 2016)

##### ➤ Le sang frais

Le sang frais total contient tous les éléments sanguins : des érythrocytes, des leucocytes, des plaquettes, des protéines plasmatiques, mais aussi les facteurs de coagulation.

Dans le sang frais réfrigéré on retrouve les mêmes composants cependant, une partie des plaquettes va être détruite ainsi que quelques facteurs de coagulation notamment le fibrinogène, le facteur VII et celui de Von Willebrand qui sont plus labiles. (Walker 2016)

##### ➤ Le culot ou concentré globulaire

Le culot ou concentré globulaire contient les cellules de la lignée rouge, une faible quantité de plasma, ainsi que des cellules de la lignée blanche et des plaquettes. (Walker 2016)

##### ➤ Le plasma et ses dérivés

Le plasma frais contient des facteurs de coagulations, une faible quantité de plaquettes et des protéines plasmatiques. Le plasma frais congelé (dans les 8 heures suivant le prélèvement), contient tous les facteurs de coagulations, de l'albumine et les immunoglobulines en quantité presque similaire au plasma frais. Le plasma congelé contient des facteurs de coagulation (II, VII, IX, et X) dépendant de la vitamine K ainsi que l'albumine et les immunoglobulines. (Koh, Lee, et Chay 2011; Schneider 1995; Walker 2016; Goy-Thollot 2020)

##### ➤ Les produits plaquettaires

Il existe le plasma riche en plaquettes, le concentré plaquettaire, le concentré congelé et les plaquettes lyophilisées.

Ces concentrés plaquettaires restent toutefois rares pour le chat. (Walker 2016)

➤ Autres

Il existe d'autres produits sanguins tels que l'albumine ou les immunoglobulines. Ces produits sont très peu, voire non utilisés en médecine vétérinaire en France. En effet, ils sont dérivés de dons sanguins humains rendant leurs utilisations pour des animaux jugées non éthiques en France. (Walker 2016)

## IV.B. La conservation des produits sanguins

### IV.B.1) Méthodes et durée de conservation

Chaque produit sanguin doit être conservé dans les meilleures conditions afin de garantir l'intégrité de ces éléments au cours de toute sa durée de vie. Le tableau 7 résume les conditions et durées de conservation des différents produits sanguins retrouvées dans différentes publications de Kisielewicz (2016), Mansell et al (2016) et Walker (2016).

<b>Produits</b>	<b>Conditions de conservation</b>	<b>Durée de conservation</b>
Sang frais	Température ambiante	4 à 8 heures
Sang frais stocké	Réfrigérateur 1 à 6°C	28 à 35 jours
Culot globulaire	Réfrigérateur 1 à 5°C	21 jours
Plasma frais	Réfrigérateur	14 jours
Plasma frais congelé	Congélateur -18°C	12 mois
Plasma congelé	Congélateur -18°C	5 ans
Plasma riche en plaquette	Température ambiante et agitation constante	5 jours
Concentré plaquettaire	Température ambiante et agitation constante	5 jours

***Tableau 7 : Conservation des différents produits sanguins (Mansell et Boller 2016; Walker 2016; Kisielewicz 2016; Goy-Thollot 2020)***

### IV.B.2) Les altérations des produits

Des changements se produisent au cours du stockage pouvant impacter la réponse du receveur à la transfusion. Lors de la conservation au frais, on observe un phénomène d'oxydation ainsi que des changements métaboliques et morphologiques. Ces modifications impactent les cellules et rendent la transfusion moins efficace. Cependant ces effets sont encore peu étudiés en médecine vétérinaire (Obrador, Musulin, et Hansen 2015; Blois 2016).

Les dernières recommandations de 2021 conseillent de préférer le sang frais au sang stocké lorsqu'il s'agit de transfuser des animaux présentant : un sepsis, un phénomène d'hémolyse ou un dysfonctionnement hépatique (Davidow et al. 2021b).

Une étude de Blasi Brugué et al (2018) sur 489 poches de culot globulaire de chat (conservées avec du SAGM (Saline Adénine Glucose Mannitol) analyse la qualité des prélèvements via la mesure de la contamination bactérienne, du pourcentage d'hémolyse, et de la valeur de l'hématocrite. Ces mesures ont été réalisées entre six heures et jusqu'à 42 jours après le prélèvement. Les résultats ont montré que la contamination bactérienne est bien maîtrisée car absente dans tous leurs échantillons, et que l'hémolyse est supérieure à 1% (norme en médecine humaine définissant une unité de sang conforme) dans 13,88% des cas après 28 jours de stockage. Cette publication suggère de contrôler le taux d'hémolyse dans les prélèvements datant de plus de 28 jours (Blasi Brugué et al. 2018). Le consensus sur les réactions transfusionnelles des petits animaux recommande de ne pas administrer de poche de sang avec un pourcentage d'hémolyse supérieur à 1% (Davidow et al. 2021b, 2).

Une autre étude de 2016 réalisée sur 13 échantillons de sang total de chat stocké (prélevés avec de l'ACD) a montré que la quantité d'ammoniaque augmente au cours du temps sans démontrer un impact clinique (Cummings et al. 2016).

Une publication chez le chien de Hann et al (2014) inclut un nombre de cas considérablement plus important. Il est montré sur 3 095 chiens transfusés que le temps de stockage cause l'aggravation ou l'apparition de coagulopathie ou de thrombo-embolie. Ils ont constaté que cela impacte les chiens ayant reçu une transfusion à la suite d'une hémolyse à médiation immune, en effet, pour chaque semaine de stockage supplémentaire, l'odd ratio de survie au 30 jours est de 0,79.

(Hann et al. 2014)

## IV.C. La transfusion

### IV.C.1) Le choix du produit

Chez le chat, seul le sang total et les concentrés globulaires sont utilisés en pratique.

Les produits plaquettaires dans les cas de thrombopénies ou thrombopathies sévères ainsi que le plasma frais congelé ou non en cas de coagulopathies congénitales ou acquises sont particulièrement intéressants. Cependant, ces affections restent rares chez le chat et les produits sanguins peu disponibles. Aucune étude ne mentionne l'utilisation de ces produits sanguins chez le chat (Goy-Thollot 2020).

L'un des avantages du plasma est qu'il est possible de transfuser plusieurs animaux avec un seul don sanguin et cela est particulièrement intéressant chez le chat où le nombre de donneur est bas. Cela suppose d'avoir à disposition le matériel nécessaire pour centrifuger les poches de sang total.

(Walker 2016)

#### IV.C.2) L'administration

La transfusion se fait via un cathéter veineux périphérique dédié. Un transfuseur avec un filtre est utilisé par sécurité, au cas où il y ait eu des phénomènes de coagulation. La figure 22 illustre une transfusion.

Le débit doit être contrôlé à l'aide d'une pompe à perfusion. Il est recommandé de commencer à un faible débit de 0,5 à 1ml/kg/h pendant les 15 premières minutes, puis d'augmenter à 2ml/kg/h pendant 15 minutes et puis de doubler toutes les 30 minutes jusqu'au débit permettant de finir la transfusion en moins de quatre heures (afin de limiter les contaminations du produit). Le débit maximal à ne pas dépasser est de 10 à 12ml/kg/h afin de limiter le phénomène de surcharge volumique.



***Figure 22 : Photos prises au SIAMU du receveur (à gauche) et de la poche de sang total (à droite)***

#### IV.C.3) Les réactions post-transfusionnelles

L'acte de transfusion consiste à administrer un fluide provenant d'un autre individu. Il est possible d'avoir une réaction du système du receveur appelée réaction transfusionnelle. Elles peuvent être classées en fonction de leur délai d'apparition aiguë ou retardée mais aussi de leur caractère immunologique ou non. Ces réactions ainsi que leurs délais d'apparition sont répertoriées dans le tableau 8.

REACTIONS TRANSFUSIONNELLES	Aigües	Immunitaire	Hémolyse	Quelques secondes à 24 heures
			Syndrome fébrile non hémolytique	Quelques secondes à quelques heure
			Allergie (jusqu'au choc anaphylactique)	Quelques secondes à 4 heures
			<i>Syndrome respiratoire aigu post-transfusionnel</i>	Au cours de la transfusion à 2 heures après pouvant aller jusqu'à 72 heures
		Non-immunitaire	Surcharge	Au cours de la transfusion
			Hémolyse	Quelques secondes à quelques heure
			Sepsis	Quelques secondes à quelques heure
			Lésions de stockage (hyperammoniémie, hémolyse)	Au cours et après la transfusion
			Hypothermie	Au cours de la transfusion
			Dyspnée	Au cours à 24 heures après la transfusion
	Retardées	Immunitaire	Hémolyse	3 à 28 jours
			Formation de complexe immun	1 à 3 semaines post-transfusion
			<i>Purpura</i>	5 à 10 jours
		Non-immunitaire	Maladies transmissibles par le sang	Au cours ou après la transfusion
			Hypocalcémie / Toxicité du citrate	Au cours ou après la transfusion
			Immunomodulation	Quelques heures à quelques jours

**Tableau 8** : Réactions post-transfusionnelles et leurs causes d'après (Blois 2016; Martínez-Sogues et al. 2020; Davidow et al. 2021a) .

Les réactions en gras dans le tableau sont les plus fréquentes.

On retrouve les réactions immunologiques aiguës :

- Hémolyse à médiation immune aiguë : c'est une hypersensibilité de type II avec la présence d'anticorps dirigés contre les antigènes des globules rouges du donneur, il en résulte une hémolyse intravasculaire. Ces anticorps peuvent être présents naturellement ou bien en lien avec une précédente transfusion (Blois 2016; Davidow et al. 2021a).



- Syndrome fébrile non hémolytique : On connaît deux mécanismes en médecine humaine. Le premier est l'interaction entre les anticorps cytotoxiques du receveur et les antigènes spécifiques sur les globules blancs du donneur formant des complexes libérant des pyrogènes endogènes à l'origine de l'hyperthermie. Une autre cause est en lien avec le stockage des plaquettes qui produisent en continu des cytokines favorisant l'apparition de ce syndrome. La méthode de leuco-réduction permet de retirer plus de 99% des cellules de lignée blanche. Une étude réalisée en 1994 en médecine humaine a permis de montrer qu'on peut considérablement réduire la probabilité d'apparition du syndrome fébrile non-hémolytique en utilisant la leuco-réduction (Bordin, Heddle, et Blajchman 1994). Les études sont manquantes chez le chien et le chat.
- Réaction allergique : il s'agit d'une hypersensibilité de type I qui peut être discrète à très sévère (Blois 2016). Il s'agit, avec le syndrome fébrile non hémolytique des réactions les plus fréquentes (Bordin, Heddle, et Blajchman 1994).
- Syndrome respiratoire aigu post-transfusionnel : Il s'agit de l'une des plus grandes causes de mortalité lors des transfusions en médecine humaine. C'est un œdème pulmonaire non cardiogénique sans phénomène de surcharge ou d'anomalies pulmonaires déjà présentes. Ce phénomène a déjà été décrit chez les chiens mais aucun cas n'a été décrit chez les chats (Blois 2016; Thomovsky et Bach 2014; Davidow et al. 2021a).

#### Les réactions non immunologiques aiguës :

- Hémolyse : Elle peut être due à de mauvaises conditions de stockage, une contamination des produits sanguins ou une mauvaise technique transfusionnelle. Toutes ces causes peuvent réduire l'espérance de vie des globules rouges et ainsi engendrer une hémolyse (Blois 2016).
- Hypothermie : Les produits ne sont pas tous conservés à température ambiante, de ce fait on administre des produits froids pouvant causer une hypothermie. Il existe des systèmes pour réchauffer les produits sanguins avant de les administrer (Blois 2016).
- Phénomène de surcharge : il apparaît si l'on dépasse le volume sanguin de l'animal (40 à 60 ml/kg chez le chat) en 24h ou la moitié en 3h. Cette surcharge entraîne des déséquilibres électrolytiques, acido-basiques, des thrombocytopénies, des hypothermies mais favorise aussi l'apparition de détresses respiratoires associées à des œdèmes pulmonaires (Jutkowitz et al. 2002; Davidow et al. 2021a).
- Dyspnée d'apparition aiguë : elle est diagnostiquée sur des animaux ne présentant pas d'autres causes possibles à cette dyspnée (allergie, surcharge, syndrome respiratoire aigu post-transfusionnel ou lésions pulmonaires déjà présentes) (Davidow et al. 2021a).

#### Les réactions retardées immunologiques :

- Hémolyse : c'est une réponse immunitaire secondaire. Ce phénomène est notamment observé lors de xénotransfusions du chien au chat. Les chats auraient naturellement des anticorps dirigés contre les antigènes des globules rouges des chiens qui ne seraient pas détectables avec les tests de compatibilités utilisés (Davidow et al. 2021a).

Les signes seront assez discrets, on notera une baisse anormalement rapide de l'hémoglobine et l'hématocrite chez le receveur (Blois 2016).

- Formation de complexes immuns : il s'agit d'une hypersensibilité de type III (HSIII), ces complexes peuvent se former dans les tissus ou dans la circulation allant se loger dans les glomérules, l'endothélium vasculaire ou les capsules synoviales et pouvant causer des glomérulonéphrites, des vascularites et des arthrites (Blois 2016).
- Purpura : chez les Hommes, il y a la production d'anticorps contre les plaquettes du donneur causant une thrombopénie. Les plaquettes du receveur sont aussi détruites. Ce phénomène est peu connu en médecine vétérinaire et n'est pas décrit chez le chat (Blois 2016; Davidow et al. 2021a).

Les réactions retardées non immunologiques :

- Maladies transmissibles par le sang : une contamination bactérienne ayant plusieurs origines possibles : le donneur, au moment du prélèvement, le matériel. Il peut en résulter un sepsis ou une hémolyse intravasculaire aiguë (Blois 2016). Les virus FIV et FeLV ainsi que le parasite *Cytauxzoon* spp sont transmissibles lors de transfusions chez le chat (Davidow et al. 2021a).
- Hypocalcémie : elle est en lien avec le citrate utilisé comme anticoagulant. Le citrate se lie au calcium et au magnésium circulant ayant pour conséquence une baisse du calcium ionisé soit une hypocalcémie (Jutkowitz et al. 2002). Ce phénomène se produit lors de transfusion de grands volumes de sang (Davidow et al. 2021a).
- Immunomodulation : Ce mécanisme est mal connu et plus étudié en médecine humaine. Les globules blancs se dégradent avec l'acidification du milieu liée au stockage, un état inflammatoire est induit et impacte la réponse immunitaire. On peut noter qu'en médecine humaine ce phénomène peut être profitable lors de greffes d'organe où la transfusion diminue les rejets (Blois 2016).

#### IV.C.4) Le monitoring et conduite à tenir

Afin de détecter le plus tôt possible l'apparition de ces réactions, il est important de surveiller le receveur en contrôlant un certain nombre de paramètres permettant de suspecter un problème en lien avec la transfusion.

Nous présentons en annexe 1 une fiche de suivi de transfusion utilisée au SIAMU.

Paramètres cliniques à contrôler :

- Fréquence et courbe respiratoire
- Fréquence et auscultation cardiaque
- Temps de recoloration capillaire et couleur des muqueuses
- Température
- État de conscience
- Pression artérielle
- Apparition d'un érythème ou d'un prurit
- Vomissements et/ou diarrhée

Ces contrôles sont à faire de manière très rapprochée au début de la transfusion pour détecter des réactions aiguës. Une fois la première demi-heure passée, les contrôles sont moins fréquents, il faut cependant rester très vigilant sur l'évolution clinique du receveur. On continue à surveiller le patient jusqu'à quatre heures après la fin de la transfusion. (Goy-Thollot 2020)

Le tableau 8 présente certaines réactions, les signes cliniques associés ainsi que la conduite à tenir.

REACTIONS	SIGNES CLINIQUES	CONDUITE A TENIR
Hémolyse aiguë	Tachycardie, tachypnée, abattement, hyperthermie	Arrêter la transfusion, fluidothérapie, oxygène, ventilation manuelle, Adrénaline Utilité de glucocorticoïdes non prouvée
Syndrome fébrile	Augmentation de la température de plus de 1 degré ou température > 39°C	Ralentir ou arrêter la transfusion. Manœuvres de refroidissement si >40°C, antipyrétique si >41,5°C
Allergie	Troubles respiratoires de l'appareil supérieur, bronchoconstriction, vomissement, salivation, prurit	A adapter en fonction de la sévérité de la réaction Arrêter ou ralentir la transfusion, antihistaminiques, glucocorticoïdes, adrénaline, vasopresseurs
Syndrome respiratoire aigu post-transfusionnel	Tachycardie, tachypnée, hyperthermie, hypoxémie sans signe de surcharge	Arrêt de la transfusion, mise sous oxygénothérapie
Surcharge	Dyspnée, cyanose, orthopnée, augmentation de la pression artérielle, œdème aigu pulmonaire possible	Arrêter la transfusion, diurétique et oxygène
Sepsis	Hyperthermie, tachycardie, tachypnée, hypotension, similaire à l'hémolyse aiguë	Arrêter la transfusion, antibiotiques, fluidothérapie
Hypothermie	Abattement, baisse de la température	Manœuvre de réchauffement
Hypocalcémie	Tremblements, tétanie, abattement, halètement, arythmie	Supplémentation en gluconate de calcium

**Tableau 9 : Réactions transfusionnelles aiguës, leurs signes et la conduite à tenir.** (Blois 2016; Yagi et Holowaychuk 2016; Davidow et al. 2021a; Goy-Thollot 2020; Odunayo et al. 2021)

De manière générale si un changement est observé chez le receveur il convient de ralentir voire arrêter la transfusion. En effet, les signes cliniques ne permettent pas de déterminer avec exactitude la réaction transfusionnelle en cours, il est nécessaire d'effectuer d'autres investigations.

(Blois 2016; Yagi et Holowaychuk 2016)

L'utilisation d'antipyrétiques en pré-transfusion afin de limiter l'apparition d'un syndrome fébrile non hémolytique n'est pas indiquée chez le chat ou le chien même lorsque l'animal a présenté ce type de réaction lors d'une précédente transfusion. Au même titre, l'administration d'antihistaminiques chez les animaux (chiens ou chats) ayant déjà présenté des réactions allergiques n'est pas conseillée (Davidow et al. 2021b, 2).

## **V. Les autres types de transfusion**

### **V.A. Les xénotransfusions**

La xénotransfusion est une transfusion de produits sanguins entre deux espèces différentes. Cette technique a d'abord été utilisée chez les Hommes jusqu'à la découverte des groupes sanguins. Celle-ci est encore pratiquée en médecine vétérinaire.

La transfusion est particulièrement délicate chez le chat. En effet, les risques d'incompatibilité de groupes, ajoutée à la difficulté d'obtenir des dons rend cette pratique difficile. Il peut être nécessaire d'avoir recours à des produits sanguins canins afin d'intervenir rapidement et de stabiliser l'animal.

La littérature rapporte un certain nombre de cas (Le Gal, Thomas, et Humm 2020; Bovens et Gruffydd-Jones 2013; Euler et al. 2016). Les réactions transfusionnelles y sont peu décrites, excepté dans l'article de Le Gal et al (2020). La durée de vie des globules rouges est toujours rapportée comme très courte avec une hémolyse décrite dans les un à six jours suivants la transfusion.

Dans l'étude de Le Gal et al (2020), il est précisé que 55,6% des chats ont dû être transfusé avec du sang de chat dans les deux à six jours suivant la xénotransfusion (Le Gal, Thomas, et Humm 2020). Le consensus établi en 2021 sur les réactions transfusionnelles chez les petits animaux indique que cette pratique ne doit être utilisée qu'en cas d'impossibilité d'accès à un don compatible de la même espèce et ne doit pas être réitérer. Les risques de déclencher des réactions anaphylactiques sévères en réitérant une xénotransfusion plus de six jours après la première sont très élevés (Davidow et al. 2021b, 2).

Ces xénotransfusions restent un moyen de stabiliser un animal sur le court terme mais ne peuvent pas être considérées comme standard thérapeutique en cas d'anémie.

## V.B. Les autotransfusions

L'autotransfusion est la transfusion du patient avec son propre sang. Il existe différentes indications à l'autotransfusion.

Elle peut être mise en place pour des interventions chirurgicales. Il faut prélever le patient quelques jours avant la chirurgie afin de le transfuser en per ou post-opératoire. Dans ces cas-là, une anémie iatrogène peut être décrite après le prélèvement, c'est pourquoi il faut laisser le plus de temps possible entre celui-ci et la chirurgie pour bénéficier au maximum des bienfaits de la transfusion (Fusco et al. 2000).

Une autre indication est lors de saignements intra-cavitaires importants. Le sang peut être récolté de manière stérile, filtré et administré au patient (Cole et Humm 2019).

De manière générale, l'autotransfusion permet d'avoir un accès facile et peu cher à du sang afin de soutenir rapidement le patient, particulièrement dans les cas d'épanchements cavitaires ou le patient peut être dans un état critique.

Les risques de réactions transfusionnelles et de transmission d'agents infectieux sont nettement diminués. En revanche, le patient est exposé à une possible hémolyse des globules rouges lors de traumatisme ou à une éventuelle contamination bactérienne en cas d'épanchement septique.



## **Deuxième partie**

**Étude portant sur le suivi clinique des chats ayant  
bénéficié d'une transfusion sanguine au SIAMU,  
VetAgro Sup**





La deuxième partie de ce travail est une présentation de nos travaux et des résultats obtenus sur le suivi clinique des chats transfusés eu SIAMU, unité d'urgence et de soins intensifs de VetAgro Sup.

## **I. Contexte et objectifs de l'étude**

Le SIAMU étant un centre d'urgence, les animaux qui y sont traités sont rarement suivis à l'école vétérinaire et il est compliqué de connaître leur évolution.

Il s'agit d'une étude rétrospective chez des chats ayant bénéficié d'une transfusion sanguine entre janvier 2014 et avril 2019 au SIAMU.

L'objectif principal était d'évaluer la survie des animaux ayant nécessité une transfusion au SIAMU.

Les objectifs secondaires étaient les suivants : l'analyse descriptive de la population étudiée, l'étude des décès postérieurs à la visite au SIAMU, l'évolution clinique au retour à la maison, ainsi que l'analyse des suivis. Nous projetons également faire une analyse comparative entre différents groupes.

## **II. Matériels et méthodes**

### **II.A. La récupération des données**

Les informations concernant les animaux étudiés ont été récoltées à partir de leurs comptes rendus rédigés sur le logiciel de l'école CLOVIS.

### **II.B. La mise au point du questionnaire**

La construction du questionnaire s'est faite dans le but d'évaluer l'évolution et le suivi clinique des chats à l'aide des données fournies directement par le propriétaire.

Le questionnaire a été mis au point avec l'aide du Dr. Goy-Thollot, du Dr. Nectoux et de Mme. Fougeray qui m'ont permis, grâce à leurs remarques, d'améliorer et d'optimiser celui-ci.

Il se compose de trois parties. La première est axée sur l'état général de l'animal au moment de l'enquête et, en cas de décès ou de perte, d'en connaître les circonstances. La deuxième partie concerne le retour à la maison après leur sortie du SIAMU, leur rétablissement clinique, et l'observance des traitements. Enfin dans un troisième temps, nous évaluons s'il y a eu ou non un suivi chez un vétérinaire.

Pour l'ensemble des questions, à l'exception d'une (mention faite dans la partie concernée), il s'agit de questions à choix unique.

Ce questionnaire se devait d'être à la portée des propriétaires, y compris pour les cas remontant à plusieurs années. Il est présenté en annexe 2.

Un certain nombre d'animaux sont décédés au SIAMU (par arrêt cardio-respiratoire ou euthanasie) et l'étude de leurs cas entre dans l'objectif du suivi des chats.

## II.C. Diffusion du questionnaire

### II.C.1) Populations sélectionnées

Les cas ont été sélectionnés à partir de janvier 2014 car les méthodes de prélèvement et de don ont été standardisées à ce moment-là et cela permettait d'avoir une constance dans la technique de transfusion.

L'ensemble des chats ayant reçu une transfusion durant cette période ont été inclus dans l'étude. Cela représentait 77 individus.

### II.C.2) Méthode de diffusion

Afin d'obtenir un nombre de réponses optimal et d'assurer la bonne compréhension des questions, le contact téléphonique a été privilégié. Chaque propriétaire a été contacté entre mars et avril 2020.

Cette méthode a permis d'obtenir des réponses claires avec une bonne compréhension des questions par les propriétaires. Les appels ont duré une dizaine de minutes en moyenne.

## II.D. Mise en forme et analyse des résultats

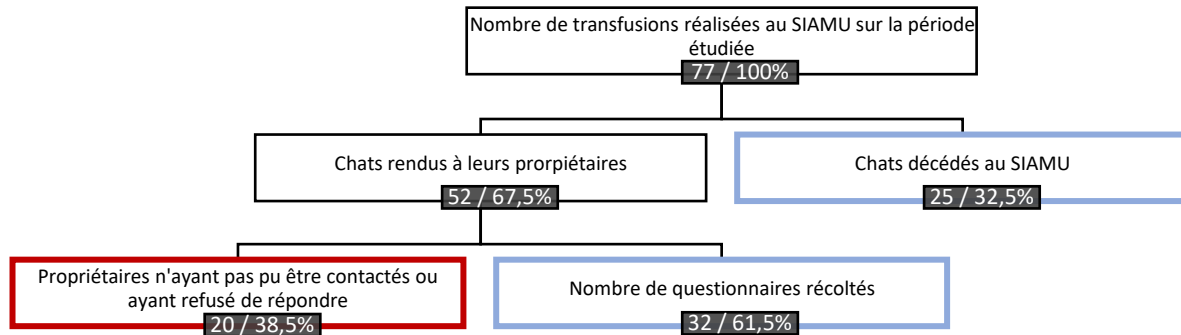
Les réponses récoltées par téléphone ont permis de renseigner un fichier world individuel, puis un fichier Excel regroupant tous les cas de l'étude.

L'analyse statistique a été réalisée grâce au logiciel R afin d'obtenir la valeur p permettant de confirmer ou d'infirmer l'hypothèse d'un lien significatif entre les paramètres étudiés et l'appartenance des individus aux différents groupes.

### III. Résultats

Parmi les 77 cas étudiés, 25 sont décédés au SIAMU et 52 ont été rendus à leur propriétaire. Sur ces 52 propriétaires, 20 n'ont pas pu répondre au questionnaire. Les réponses des 32 autres ont pu être récoltées. Ainsi, il restait 57 chats pouvant faire l'objet d'une étude complète.

Le travail d'inclusion des cas est résumé dans la figure 23.



**Figure 23 :** *Organigramme de présentation des cas étudiés (cas exclus encadrés en rouge et cas étudiés encadrés en bleu)*

Le taux de survie jusqu'à la sortie d'hospitalisation entre janvier 2014 et avril 2019 était de 67,5% (52/77).

L'ensemble des 57 individus ont reçu des transfusions de sang total félin à l'exception d'un cas de xénotransfusion avec l'administration de sang canin.

#### III.A. Données épidémiologiques

Les données épidémiologiques des 57 chats inclus dans l'étude sont présentées dans le tableau 10.

Les mâles représentaient (30/57, 52,6%), et les femelles (27/57, 47,4%).

Les chats européens (44/57, 77,2%) étaient plus représentés que les chats de race. Les races représentées étaient les Main Coon (5/13, 38,5%), les Persans (3/15, 23%), les Sacrés de Birmanie (2/15, 15,4%) et ensuite un Norvégien (1/15, 7,7%), un British Shorthair (1/15, 7,7%) et un Chartreux (1/15, 7,7%).

Les âges se répartissaient ainsi, par ordre décroissant de prévalence : chats entre un et cinq ans (22/57, 38,6%), entre cinq et dix ans (18/57, 31,6%), moins d'un an (12/57, 21%) et plus de dix ans (5/57, 8,8%).

Les poids variaient de 1,8 à 6,75kg. Le seul individu de plus de six kilogrammes était un Main Coon.

<b>Données épidémiologiques</b>		<b>Total</b>
		57 n (%)
<b>SEXE (n = 57)</b>		
Mâle		30 (52,6)
Femelles		27 (47,4)
<b>RACE (n = 57)</b>		
Européens		44 (77,2)
Chats de race		13 (22,8)
Races (n=13)	Norvégien	1 (7,7)
	Persan	3 (23)
	Main Coon	5 (38,5)
	Sacré de Birmanie	2 (15,4)
	British Shorthair	1 (7,7)
	Chartreux	1 (7,7)
<b>ÂGE (n = 57)</b>		
< 1an		12 (21)
1 à 5 ans		22 (38,6)
5 à 10ans		18 (31,6)
> 10ans		5 (8,8)
<b>POIDS (n = 44)</b>		
≤ 3kg		12 (21)
]3-4]kg		13 (22,8)
]4-5]kg		12 (21)
]5-6]kg		3 (5,3)
> 6 kg		4 (7)
<i>Non renseigné</i>		13

***Tableau 10 : Données épidémiologiques des chats de l'étude***

### III.B. Données biologiques

Les données biologiques des 57 chats inclus dans l'étude sont présentées dans le tableau 11.

Le groupe A était représenté par 39/49 (79,6%) individus, le groupe B par 10/49 (20,4%) individus et le groupe AB par aucun individu. Les représentants du groupe B étaient, pour neuf d'entre eux, des chats européens et le dixième était un chartreux.

Les données de groupage étaient manquantes pour huit des 57 animaux étudiés soit pour 14% des cas.

Les indications retrouvées pour la réalisation d'une transfusion étaient, par ordre décroissant de prévalence dans l'étude :

- les anémies centrales (25/57, 43,9%) :
- les anémies périphériques par pertes sanguines (15/57, 26,3%), : intoxications aux antivitamines K1 (5/15, 33,3%), pertes per ou post-opératoires (5/15, 33,3%), traumatiques (2/15, 13,3%), héméoabdomens (2/15, 13,3%), spoliation par une infestation de puces (1/15, 6,7%) ;
- les anémies hémolytiques (6/57, 10,5%) ;
- les coagulopathies (1/57, 1,8%).

Parmi les 56 cas d'anémie, les origines étaient périphérique ou centrale. L'origine de l'anémie est restée indéterminée pour dix cas (10/56, 17,9%).

Pour les 46 autres cas, un diagnostic étiologique a été établi :

- origine centrale (25/56, 44,6%) ;
- origines périphériques (21/56, 37,5%) qui peuvent être divisées en deux groupes :
  - o les pertes sanguines (15/21, 71,4%) ;
  - o les hémolyses (6/21, 28,6%).

Le suivi de l'hématocrite a été réalisé avant la transfusion et quelques heures à cinq jours post-transfusion.

Le taux d'hématocrite était inférieur à 10% pour 25 individus (25/57, 43,9%).

Les données post-transfusionnelles manquantes étaient celles des animaux décédés avant les contrôles et concernaient dix animaux.

A la suite de la transfusion, le taux d'hématocrite était compris entre 14% et 19% pour 23 chats (23/47, 48,9%).

Un individu présentait un taux d'hématocrite au-delà des 26% en pré-transfusion (valeur exacte de l'hématocrite : 45%). Il s'agissait d'un chat européen mâle d'un an présentant des troubles sévères de la coagulation évoquant une CIVD. L'animal est décédé avant de pouvoir effectué des contrôles des paramètres de la coagulation.

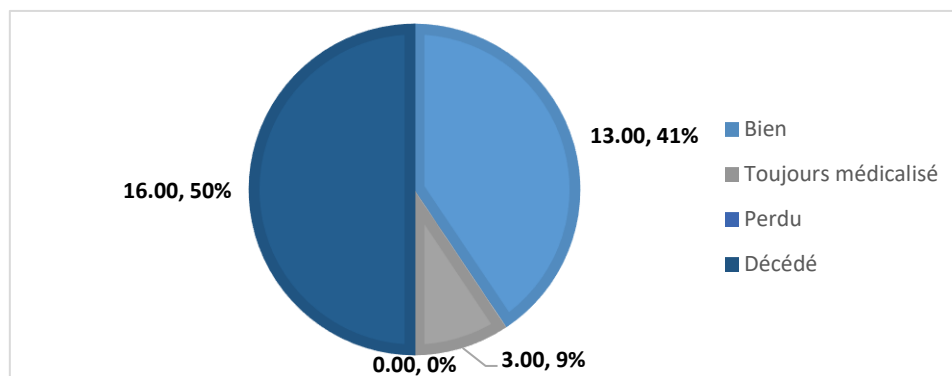
Pour 16/47 (34%) chats, les valeurs de l'hématocrite sont restées stables dans un même intervalle de sévérité (voir tableau 4). Dans un cas, l'hématocrite a diminué après la transfusion (1/47, 2,1%). Le taux d'hématocrite a augmenté pour 40 individus (70%).

Données biologiques		Total
		n (%)
<b>Groupe sanguin (n = 49)</b>		
A		39 (79,6)
B		10 (20,4)
AB		0
Non renseigné		8
<b>Indication à la transfusion (n = 57)</b>		
Anémie	Périphérique	21 (36,8)
	Centrale	25 (43,9)
	Indéterminée	10 (17,5)
Coagulopathie		1 (1,8)
<b>Hématocrite pré-transfusionnel (%) (n = 57)</b>		
> 26		1 (1,7)
20 - 26		4 (7)
14 - 19		13 (22,8)
10 - 13		14 (24,6)
< 10		25 (43,9)
<b>Hématocrite post-transfusionnel (quelques heures à 5 jours post-transfusion) (%) (n = 47)</b>		
> 26		3 (6,4)
20 - 26		5 (10,7)
14 - 19		23 (48,9)
10 - 13		9 (19,1)
< 10		7 (14,9)
Non renseigné		10

**Tableau 11** : Données biologiques des chats de l'étude

### III.C. Données issues des réponses des propriétaires

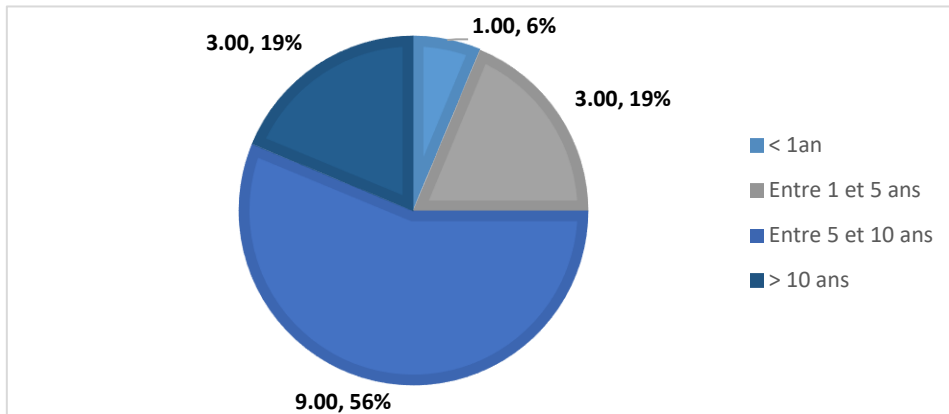
#### III.C.1) État général



**Figure 24** : Etat général au moment de l'appel

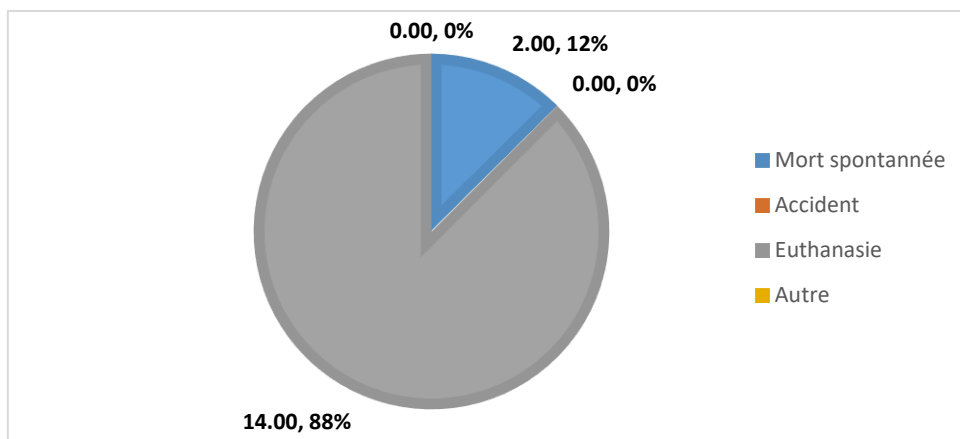
Seize chats étaient décédés au moment de l'appel (16/32, 50%). Ces 16 cas sont étudiés dans la partie III.C.2). (Figure 24)

### III.C.2) Cas des 16 chats décédés



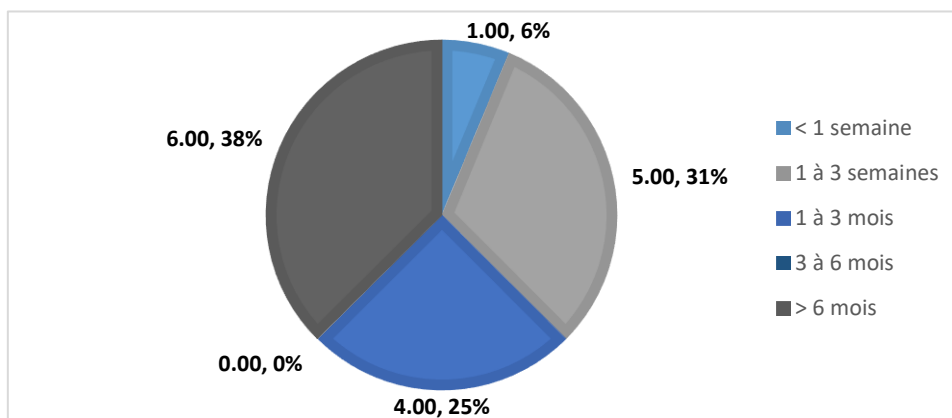
***Figure 25 : Âge au moment du décès***

Les âges au moment du décès se répartissaient ainsi, par ordre croissant, 9/16 (56%) individus entre un et cinq ans, 3/16 (19%) individus de un à cinq ans, 3/16 (19%) individus de plus de 10 ans et 1/16 (6%) individu de moins d'un an. (Figure 25)



***Figure 26 : Circonstances du décès***

Deux causes de décès ont été identifiées : l'euthanasie (14/16, 88%) et la mort spontanée (2/16, 12%). (Figure 26)



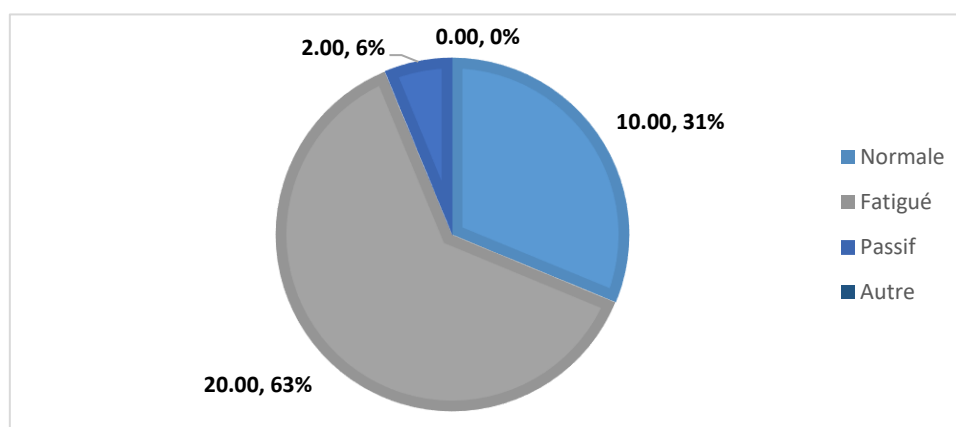
***Figure 27 : Délai entre la sortie du SIAMU et le décès***

Pour 16/16 (94%) chats, le décès est survenu après la première semaine suivant la sortie du SIAMU. Pour 10/16 (63%) chats, la survie a été supérieure à une mois.

Aucun décès n'a été rapporté entre trois et six mois.

(Figure 27)

### III.C.3) Le retour à la maison

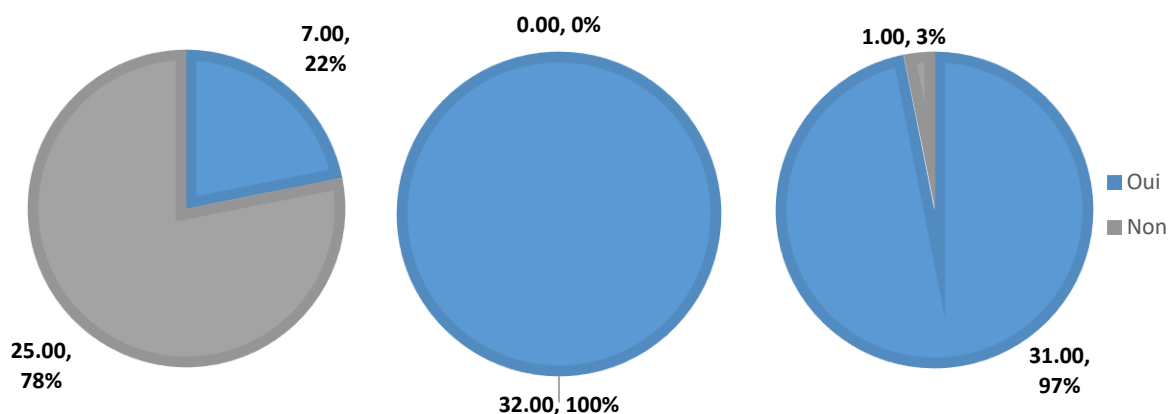


***Figure 28 : Etat général au retour à la maison***

Vingt propriétaires sur 32 (63%) ont trouvé leur chat fatigué. Dix propriétaires sur 32 (31%) ont jugé normal l'état de leur chat à leur retour à la maison.

(Figure 28)

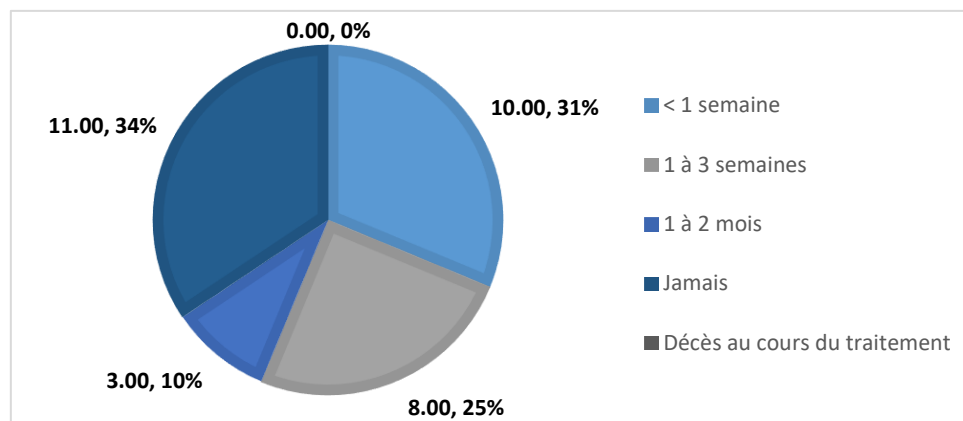




**Figure 29 : Réalisation de soins (à gauche), administration de traitements (au centre) et observance de celui-ci (à droite)**

Tous les propriétaires avaient des traitements à administrer à leur chat après la sortie d'hospitalisation. Ces traitements se déclinaient ainsi : doxycycline et prednisolone (22/32, 68,8%), amoxicilline/acide clavulanique (5/32, 15,6%), vitamine K1 (4/32, 12,5%), et un traitement oculaire (1/32, 2,1 %).

L'observance a été de 97% (31/32), un propriétaire n'a administré aucun traitement. (Figure 29)

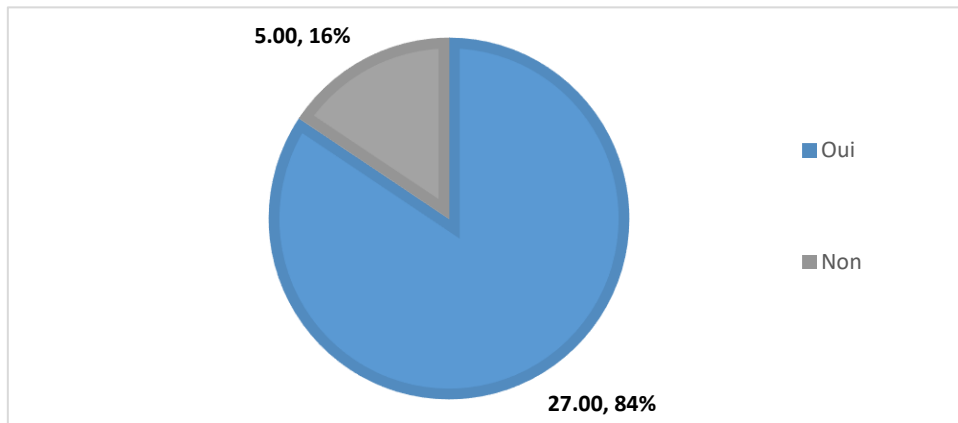


**Figure 30 : Rétablissement clinique après la sortie**

Onze animaux ne se sont jamais rétablis après le passage au SIAMU (11/32, 34,4%), dix chats sont décédés et un chat était toujours médicalisé.

Un rétablissement clinique a été rapporté par 21/32 (65,6%) propriétaires et il a nécessité jusqu'à trois semaines (18/32, 56%). Parmi eux cinq sont décédés par la suite : quatre plus de six mois après leur passage (4/21, 19%), et un dans un délai d'un à trois mois (1/21, 4,8%).

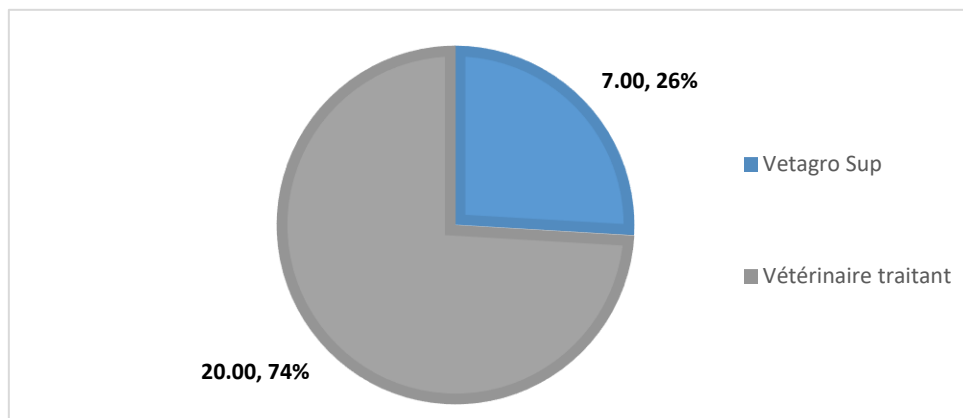
(Figure 30)



**Figure 31 : Suivi vétérinaire**

Un suivi vétérinaire a été réalisé pour 27/32 (84%) chats.  
(Figure 31)

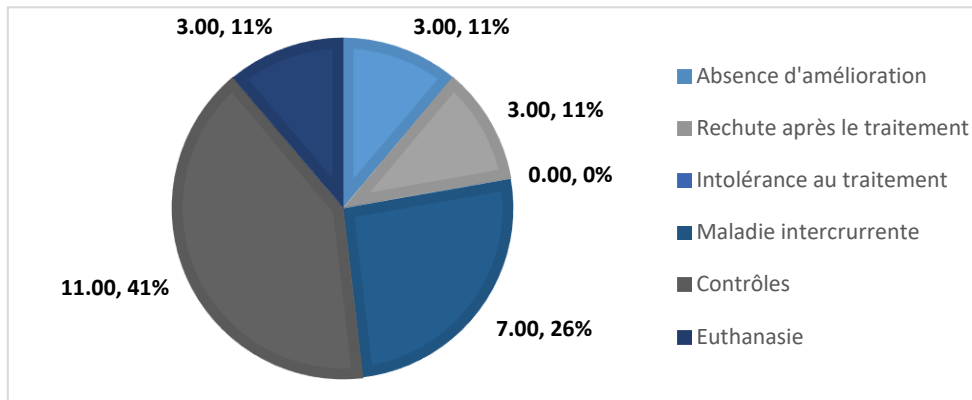
Le suivi de ces 27 chats est décrit ci-après.



**Figure 32 : Lieu du suivi vétérinaire**

Les réponses ont montré que vingt propriétaires sur 27 (27,74%) ont fait suivre leurs chats en dehors de l'école vétérinaire.  
(Figure 32)

La question du lieu du suivi général de l'animal a aussi été posée pour les cinq personnes n'ayant pas effectué de contrôles pour leur passage au SIAMU. Pour quatre des cinq personnes, la médicalisation de leur animal s'est faite chez un vétérinaire traitant (24/32, 75%). Le cinquième chat était un chat non médicalisé vivant exclusivement en extérieur.



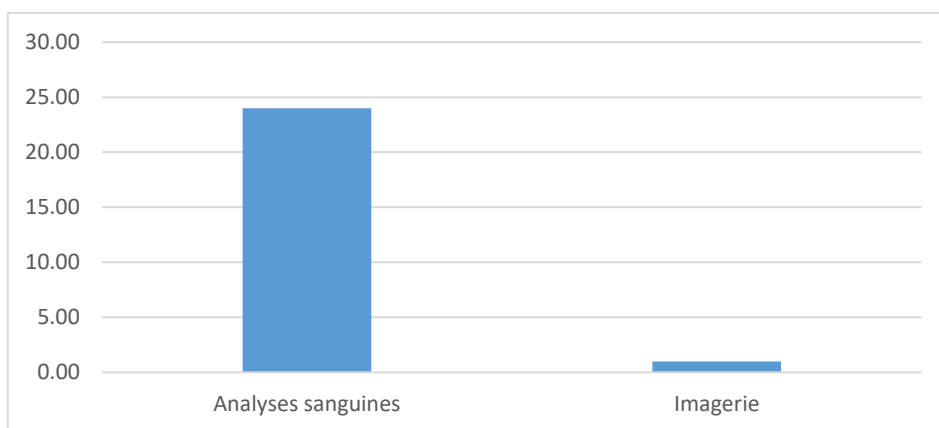
***Figure 33 : Raisons du retour chez un vétérinaire***

Les motifs de consultation chez un vétérinaire étaient multiples se déclinaient en : visites de contrôles recommandés par le SIAMU (11/27, 41%), prise en charge de maladies intercurrentes (7/27, 26%) puis, au même niveau (3/26, 11%), les rechutes de l'anémie, l'absence d'amélioration et les euthanasies.

(Figure 33)

Nous avons exclu les trois chats qui ont été euthanasiés chez le vétérinaire traitant pour les statistiques suivantes, qui ont ainsi été faites sur un effectif de 24 chats.

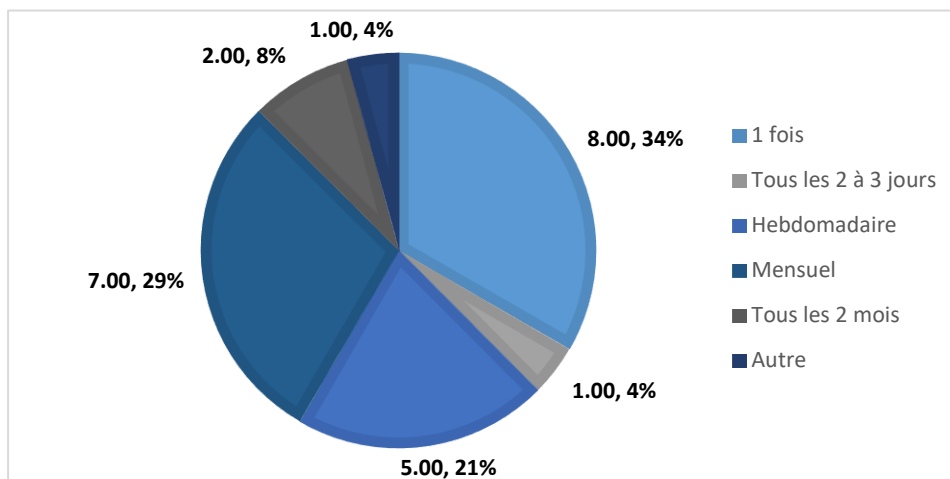
Nous présentons les réponses d'une question à choix multiple.



***Figure 34 : Types d'examens complémentaires réalisés***

Lors de ces contrôles, des analyses sanguines ont été réalisées systématiquement. Dans un cas, celles-ci ont été couplées avec un examen d'imagerie.

(Figure 34)

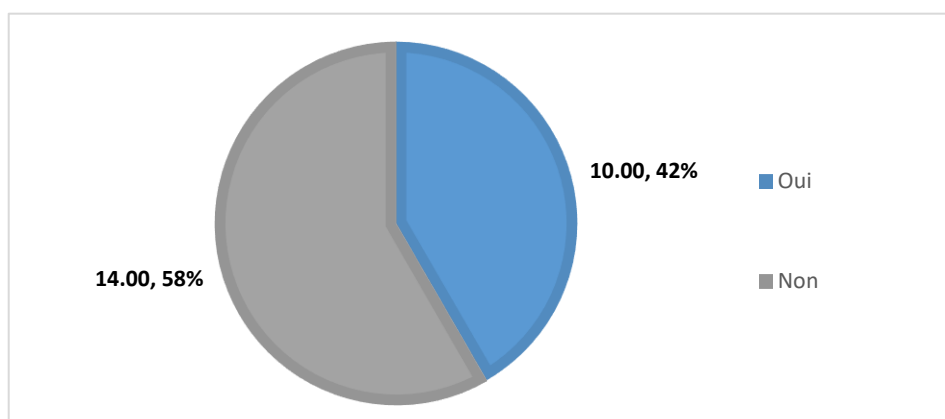


***Figure 35 : Fréquences des visites***

Huit chats sur 24 (34%) ont eu une seule consultation de suivi, cinq chats sur 24 (21%) ont eu des contrôles hebdomadaires, sept chats sur 24 (29%) ont eu des contrôles mensuels et trois chats sur 24 (12,5%) ont eu des contrôles bimensuels.

Le cas « autre » était un chat ayant bénéficié de la pose d'une dérivation pyélo-vésicale, la propriétaire se rendait chez le vétérinaire traitant de manière irrégulière en fonction de l'évolution de son animal.

(Figure 35)



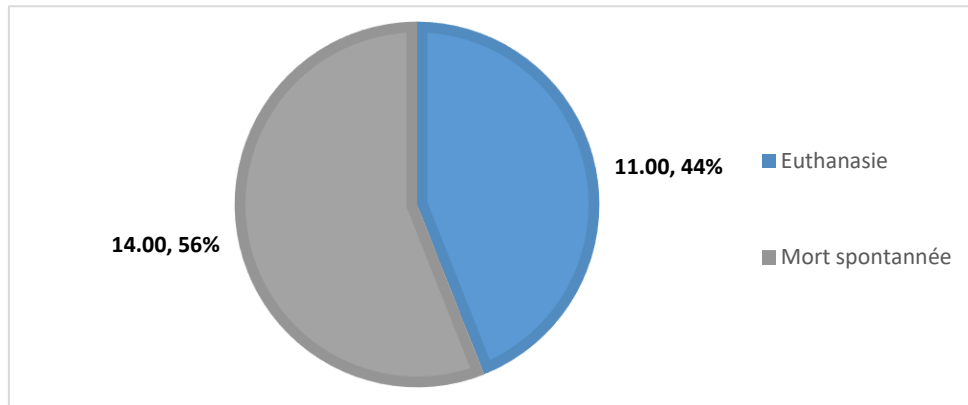
***Figure 36 : Mise en place de traitements complémentaires***

D'autres traitements, non spécifiés, ont été mis en place chez dix chats sur 24 (10/24, 42%).

(Figure 36)

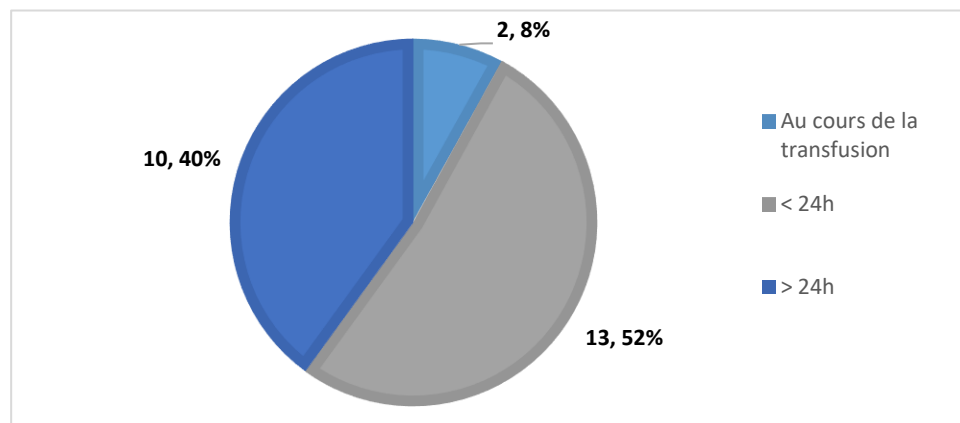
### III.D. Données relatives aux chats décédés du SIAMU

Trois critères ont été évalués dans le groupe des 25 chats décédés au SIAMU : les circonstances du décès, le délai avec la transfusion et la présence ou non d'une amélioration clinique transitoire.



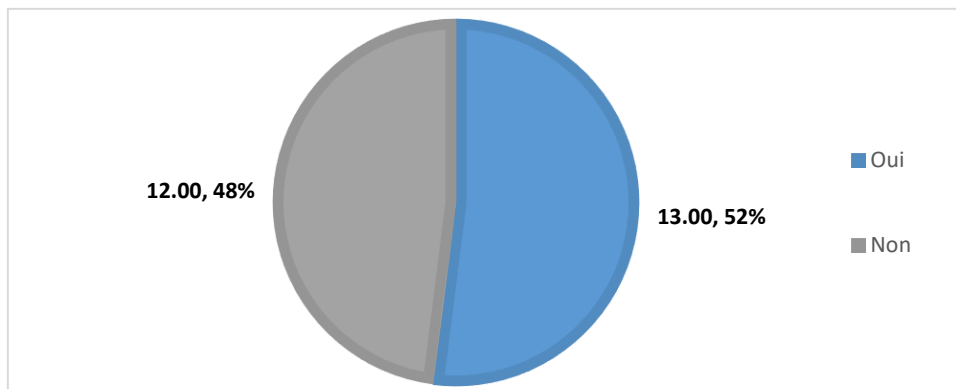
***Figure 37 : Circonstances du décès pour les chats décédés au SIAMU***

Quatorze chats (14/25, 56%) sont décédés spontanément. (Figure 37)



***Figure 38 : Délai entre la transfusion et le décès de l'animal***

Quinze sur 25 (60%) chats sont décédés dans les 24 heures suivant la transfusion. Parmi eux, huit sont morts dans les 12 heures (8/25, 32%). Deux chats sur 25 (8%) sont décédés au cours de la transfusion (2/25, 8%). Un chat est décédé dans un délai de six jours (1/25, 4%). (Figure 38)



***Figure 39 : Amélioration transitoire après la transfusion***

Treize chats sur 25 (52%) ont présenté une amélioration clinique transitoire après la transfusion.  
(Figure 39)

### III.E. Données des sous-groupes

Après avoir contacté les propriétaires, nous avons pu établir, pour les animaux décédés au moment de l'appel, un délai entre l'hospitalisation au SIAMU et le décès.

Un seuil de trois semaines a été jugé convenable pour conclure sur une amélioration clinique satisfaisante permettant au moins un mois de vie supplémentaire. La constitution de groupes a permis d'effectuer une étude comparative.

- Groupe 1 : 26 chats toujours en vie plus de trois semaines après la sortie du SIAMU ;
- Groupe 2 : six chats décédés dans les trois semaines suivant la sortie du SIAMU ;
- Groupe 3 : 25 chats décédés au SIAMU.

Les tableaux 12 et 13 présentent, respectivement, les données épidémiologiques et biologiques des chats de ces trois groupes.

Données épidémiologiques		Sortis du SIAMU et vivants trois semaines plus tard	Sortis du SIAMU et décédés dans les trois semaines suivantes	Décédés au SIAMU	Total	P
		26 n (%)	6 n (%)	25 n (%)	57 n (%)	< 0,05
<b>Sexe</b>						
Mâle		15 (57,7)	4 (66,7)	11 (44)	30 (52,6)	0,514
Femelles		11 (42,3)	2 (33,3)	14 (56)	27 (47,4)	
<b>Races</b>						
Européens		18 (69,2)	6 (100)	20 (80)	44 (77,2)	0,315
Chats de race		8 (30,8)	0	5 (20)	13 (22,8)	
Races (n=13)	Norvégien	0	0	1	1 (7,7)	
	Persan	2	0	1	3 (23)	
	Main Coon	3	0	2	5 (38,5)	
	Sacré de Birmanie	1	0	1	2 (15,4)	
	British Shorthair	1	0	0	1 (7,7)	
	Chartreux	1	0	0	1 (7,7)	
<b>Âge</b>						
< 1an		4 (15,4)	1 (16,7)	7 (28)	12 (21)	0,303
1 à 5 ans		14 (53,8)	2 (33,3)	6 (24)	22 (38,6)	
5 à 10ans		7 (26,9)	3 (50)	8 (32)	18 (31,6)	
> 10ans		1 (3,9)	0	4 (16)	5 (8,8)	
<b>Poids</b>						
≤ 3kg		3 (11,5)	1 (16,7)	8 (32)	12 (21)	0,405
]3-4]kg		8 (30,8)	1 (16,7)	4 (16)	13 (22,8)	
]4-5]kg		7 (26,9)	2 (33,3)	3 (12)	12 (21)	
]5-6]kg		2 (7,7)	0	1 (4)	3 (5,3)	
> 6 kg		1 (3,8)	0	3 (12)	4 (7)	
Non renseigné		5	2	6	13 (n = 44)	

**Tableau 12 : Données épidémiologiques des trois sous-groupes étudiés**

Données biologiques		Sortis du SIAMU et vivants trois semaines plus tard	Sortis du SIAMU et décédés dans les trois semaines suivantes	Décédés au SIAMU	Total	p
		26 n (%)	6 n (%)	25 n (%)	57 n (%)	< 0,05
<b>Groupe sanguin</b>						
A		16 (76,2)	6 (100)	17 (77,3)	39 (68,4%)	0,624
B		5 (23,8)	0	5 (22,7)	10 (17,5%)	
AB		0	0	0	0	
Non renseigné /n/		5 /21/	0	3 /22/	8 /49/	
<b>Origine de la nécessité d'une transfusion</b>						
Anémie	Périphérique	11 (42,3)	1 (16,7)	9 (36)	21 (36,8)	0,313
	Centrale	13 (50)	3 (50)	9 (36)	25 (43,9)	
	Indéterminée	2 (7,7)	2 (33,3)	6 (24)	10 (17,5)	
Coagulopathie		0	0	1 (4)	1 (1,8)	
<b>Hématocrite pré-transfusion (%)</b>						
> 26		0	0	1 (4)	1 (1,7)	0,229
20 - 26		1 (3,8)	0	3 (12)	4 (7)	
14 - 19		10 (38,5)	1 (16,7)	2 (8)	13 (22,8)	
10 - 13		6 (23,1)	1 (16,7)	7 (28)	14 (24,6)	
< 10		9 (34,6)	4 (66,6)	12 (48)	25 (43,9)	
<b>Hématocrite entre quelques heures et 5 jours après la transfusion (%)</b>						
> 26		2 (7,7)	0	1 (4)	3 (5,3)	0,359
20 - 26		4 (15,4)	0	1 (4)	5 (8,8)	
14 - 19		14 (53,9)	3 (50)	6 (24)	23 (40,4)	
10 - 13		5 (19,2)	2 (33,3)	2 (8)	9 (15,8)	
< 10		1 (3,8)	1 (16,7)	5 (20)	7 (12,3)	
Non renseigné		0	0	10	10	

**Tableau 13 : Données biologiques des trois sous-groupes étudiés**

Le taux de survie au-delà de trois semaines était de 81,3%.

Le groupe 1 était constitué de 15 mâles (15/26, 57,7%), le groupe 2 de quatre mâles (4/6, 66,7%), et le groupe 3 de 11 mâles pour le groupe 3 (11/25, 44%).

Aucun chat de race n'était présent dans le groupe 2.

Dans le groupe 1, 14 chats avaient entre un et cinq ans (14/26, 53,8%), sept entre cinq et dix ans (7/26, 26,9%), quatre avaient moins d'un an (4/26, 15,4%) et un seul chat avait plus de dix ans (1/26, 3,9%).

Dans le groupe 2, trois chats avaient entre cinq et dix ans (3/6, 50%), deux entre un et cinq ans (2/6, 33,3%) et un seul individu avait moins d'un an (1/6, 16,7%).

Dans le groupe 3, huit chats avaient entre cinq et dix ans (8/25 32%), sept chats avaient moins d'un an (7/25, 28%), six avaient entre un et cinq ans (6/25, 24%) et quatre chats avaient plus de dix ans (4/25, 16%).

Quatre chats de plus de dix ans sont décédés au SIAMU (4/5, 80%).



Dans le groupe 1, huit chats pesaient entre trois et quatre kg (8/26, 30,8%), sept entre quatre et cinq kg (7/26, 26,9%), trois pesaient moins de trois kg (3/26, 11,5%), deux entre cinq et sept kg (2/26, 7,7%) et un chat pesait plus de six kg (1/15, 3,8%).

Dans le groupe 2, deux chats pesaient entre quatre et cinq kg (2/6, 33,3%), un individu pesait moins de trois kg et un autre entre trois et quatre kg (1/6, 16,7%)

Dans le groupe 3, huit chats pesaient moins de trois kg (8/25, 32%), quatre étaient entre trois et cinq kg (4/25, 16%), trois chats pesaient entre quatre et cinq kg et même nombre faisaient plus de six kg (3/25, 12%), enfin un chat pesait entre cinq et six kg (1/25, 4%).

Le groupe sanguin A était représenté à 76,2% (16/26) dans le groupe 1, 100% (6/6) dans le groupe 2 et 77,3% (17/25) dans le groupe 3. Les groupes 1 et 3 comptaient chacun cinq chats de groupe B, représentant respectivement 23,8% (5/26) et 22,7% (5/25).

Le groupe 1 comportait plus d'anémie centrales (13/26, 50%), le groupe 2, plus d'anémie périphérique (3/6, 50%) et les groupe 3 autant d'anémies centrales que périphériques (9/25, 36%) et compte en plus une coagulopathie (1/25, 4%).

Les anémies étaient d'origine indéterminée pour deux chats dans le groupe 1 (2/26, 7,7%), deux dans le groupe 2 (2/6, 33,3%) et six (6/25, 24%) dans le groupe 3.

Les résultats de l'hématocrite pré-transfusion montraient que dans le groupe 1, les taux d'hématocrite entre 14 et 19% intéressaient dix individus (10/26, 38,5%), les taux inférieures à 10% intéressaient neuf individus (9/26, 34,6%).

Pour les groupes 2 et 3, les taux d'hématocrite inférieurs à 10% représentaient respectivement 66,6% (4/6) et 48% (12/25).

Le taux d'hématocrite post-transfusionnel a été récupéré dans les dossiers cliniques des chats, le délai va de quelques heures à cinq jours.

Dans le groupe 1, le taux d'hématocrite post-transfusionnel se situait entre 14 et 19% pour 14 chats (14/26, 53,9%), entre 10 et 13% pour cinq chats (5/26, 19,2%), et entre 20 et 26% pour quatre chats (4/26, 15,4%).

Dans le groupe 2, le taux d'hématocrite post-transfusionnel était entre 14 et 19% pour trois chats (3/6, 50%), et entre 10 et 13% pour deux chats (2/6, 33,3%).

Dans le groupe 3, le taux d'hématocrite post transfusionnel était compris entre 14 et 19% pour six chats (6/25, 24%), et en-dessous de 10% pour cinq chats (5/25, 12%).

Les 10 données manquantes concernaient le groupe 3 et représentaient 15% de l'effectif de ce groupe (10/25).

Dans certains cas, les mesures d'hématocrites restaient stables dans un même intervalle de sévérité d'anémie (voir tableau 4) : 9/26 (34,6%) chats du groupe 1, 2/6 chats (33,33%) du groupe 2 et 5/15 (33,3%) du groupe 3.

Le chat présentant une diminution de la valeur d'hématocrite appartenait au groupe 3 (1/25, 4%).



## **Troisième partie**

### **Discussion**



Cette troisième partie est consacrée à l'analyse et aux commentaires des résultats ainsi qu'à la description des limites et biais de cette étude rétrospective.

## **I. Analyses des données obtenues**

Il est intéressant de noter que 18 transfusions ont été réalisées en 2018 contre dix en 2014. Cette augmentation de 80% pourrait s'expliquer par le développement de la banque de sang féline disponible ainsi que par l'augmentation de la médicalisation des chats en France au cours de ces dernières années.

### **I.A. Analyse du taux de survie des animaux après une transfusion sanguine**

Le taux de survie à la sortie des soins intensifs était de 67,7%. Ce résultat est cohérent avec d'autres études où les chiffres trouvés sont 60%, 59,2% et 64% dans des études respectives de 2005, 2008 et 2004 (Klaser, Reine, et Hohenhaus 2005; Roux et al. 2008; Weingart, Giger, et Kohn 2004).

En ce qui concerne les cas ayant pu être rendus à leurs propriétaires (52/77) et ayant répondu au questionnaire (32/52), le taux de survie au-delà de trois semaines était élevé à 81,3% (26/32).

La décision de sortie d'un animal des soins intensifs se prend dans l'idéal lorsque celui-ci est stable avec un pronostic relativement bon sous traitement. Cependant, en médecine vétérinaire il peut arriver que des propriétaires refusent de poursuivre les soins et souhaitent reprendre leur animal pour diverses raisons, comme l'aspect financier ou un pronostic incertain. Dans ces cas-là, les animaux ne sont pas rendus dans les meilleures conditions et le décès à court terme est probable voire certain.

Ce cas de figure est présent dans notre étude, il s'agit du seul cas décédé dans la semaine suivant sa visite. L'état général du chat était très dégradé et le pronostic vital très sombre. Les propriétaires ont souhaité le récupérer et se tourner vers leur vétérinaire traitant pour une procédure de fin de vie dans les jours suivants.

En prenant en compte les décès au SIAMU (25/57) et ceux décédés dans les trois semaines après leur sortie (6/57), le taux de survie global obtenu était de 45,6% (26/57). Le pronostic à moyen terme a été évalué comme réservé.

Les études publiées s'arrêtent à la sortie de l'animal d'hospitalisation. Il est difficile de comparer nos données avec d'autres travaux.

## I.B. Analyse des données épidémiologiques et biologiques

Au sein des chats de races, le Main Coon était le plus représenté. En étudiant la prévalence des races en France, les Main Coon enregistrent le plus de chatons depuis 2013 (« LOOF - Races/annee » s. d.).

L'étude des groupes sanguins rejoint les données bibliographiques avec une majorité de groupe A puis en seconde position le groupe B et enfin le groupe AB (ne comptant aucun individu ici). La proportion de groupe B était cependant plus élevée (20,4%) que celle vu dans les différentes études à travers le monde (paragraphe I.B.1)) (Nectoux et al. 2019). Mais comparable aux données françaises.

Les indications à la transfusion étaient quasi-exclusivement des anémies. Un seul cas faisait exception avec une coagulopathie de type CIVD.

Les origines des anémies étaient, par ordre de prévalence : centrales puis périphériques par pertes sanguines et enfin périphériques par hémolyse.

Ces résultats diffèrent de ceux des études réalisées chez des chats présentées précédemment où la première cause des anémies étaient par pertes sanguines (Weingart, Giger, et Kohn 2004; Klaser, Reine, et Hohenhaus 2005).

La détermination de l'origine de l'anémie peut être compliquée. En effet, les propriétaires ne sont pas toujours prêts à réaliser tous les examens complémentaires nécessaires au diagnostic. De plus, certains chats peuvent être en état critique et décéder avant d'avoir pu établir un diagnostic.

Les valeurs d'hématocrite étaient basses (43,9% à moins de 10% d'hématocrite) de façon attendue car cette étude intéressait des candidats à la transfusion sanguine.

Le fait que le taux d'hématocrite post-transfusionnel ait été majoritairement entre 14 et 19% semble cohérent. Cependant, il y a dix données manquantes qui concernaient les animaux décédés au SIAMU. Ces valeurs manquantes auraient pu diminuer cette tendance et rééquilibrer les proportions.

L'étude faite sur 91 chats en 2004 comparait aussi les valeurs d'hématocrite pré et post-transfusionnelles. Les auteurs obtiennent un taux de stabilité entre les deux mesures plus bas à 9,2% contre 34% pour notre étude (Weingart, Giger, et Kohn 2004).

Pour une majorité des chats de notre étude, la transfusion a eu l'effet escompté avec une augmentation notable de l'hématocrite pour 40/57 (70%) d'entre eux. Pour les cas avec une valeur stable, la transfusion n'a pas permis d'augmenter suffisamment l'hématocrite au moment du contrôle mais cela a stabilisé sa valeur et ainsi freiné l'évolution de l'anémie.

## I.C. Analyse du suivi après la sortie des soins intensifs

Le pourcentage de 61,3% de réponse au questionnaire était très satisfaisant. Cela peut être mis en lien avec la période des appels qui a coïncidé avec le confinement du printemps 2020 et donc la plus grande disponibilité des personnes contactées.

Il est à noter que tous les propriétaires contactés se souvenaient que leur animal avait reçu une transfusion.

### I.C.1) Évolution clinique

La moitié des animaux étaient décédés au moment de l'appel. L'étude remontant jusqu'à des cas de 2014, ce chiffre ne peut être interprété seul. Il faut prendre en compte le délai entre le décès et le passage au SIAMU.

L'euthanasie était la cause principale du décès des animaux. Ce chiffre peut s'expliquer par un accès relativement facile aux soins vétérinaires.

Les trois cas encore médicalisés étaient récents (deux en 2018 et un en 2019). Pour l'un d'entre eux, il s'agit d'un cas d'anémie dont il n'a pas été souhaité que l'origine soit investiguée et dont l'état nécessitait, d'après la propriétaire, des contrôles réguliers avec la mise en place ponctuelle de traitements. Les deux autres étaient des cas d'obstructions urétérales avec la pose d'un système de dérivation nécessitant des visites régulières.

### I.C.2) Le retour à la maison

Le fait que la majorité des animaux ait été fatigués à la sortie des soins intensifs n'a rien d'étonnant considérant l'affection causale et la charge des soins prodigués 24h/24.

La question sur la réalisation de soins concernait essentiellement les chats victimes d'accidents de la voie publique ou ayant subi des interventions chirurgicales. Cela représentait donc un faible nombre d'animaux.

Un traitement a été mis en place de manière systématique à la sortie de l'hospitalisation. Il y a eu quatre types de traitement qui ont été cités dans la partie résultat.

L'observance rapportée de 97% peut sembler étonnement bonne sachant que les chats peuvent souvent se montrer difficiles à médicaliser.

Dans le cas où l'observance a été nulle, l'animal était non médicalisé, et le chat vivait essentiellement dehors rendant impossible la poursuite du traitement.

Un rétablissement clinique a été observé sur 21 des 32 chats sortis du SIAMU (65,6%). Parmi eux, cinq sont décédés (23,8%) avec un délai minimal d'un mois pour un chat et six mois pour les quatre autres. Ce rétablissement peut être jugé comme satisfaisant.

### I.C.3) Le suivi vétérinaire

Le fait que le suivi ait été effectué en majorité chez un vétérinaire traitant est cohérent avec le fonctionnement du SIAMU qui est un service d'urgence où les gens se rendent de manière exceptionnelle.

De plus, l'école vétérinaire est un centre universitaire disposant d'une banque de sang félin relativement importante, les vétérinaires réfèrent souvent les cas pour la réalisation d'une transfusion mais assurent eux-mêmes le suivi.

Les visites pour des contrôles étaient toujours conseillées à la sortie du SIAMU et dans 41% des cas, les propriétaires ont effectué ces visites. Dans le cas d'anémies, elles étaient particulièrement importantes afin avoir une évolution du taux d'hémoglobine.

Les visites pour des maladies intercurrentes étaient plus rares. Un de ces trois cas était un chat présentant une maladie rénale chronique. Les visites avaient pour but principal de mesurer les paramètres rénaux la numération formule sanguine devait être régulièrement contrôlée.

Les rechutes à la fin des traitements ont été peu représentées avec seulement trois cas.

Le questionnaire ne précisait pas quel type d'analyses sanguines avaient été réalisés car les propriétaires ne connaissaient pas cette information. Il était prévisible que des bilans hématologiques soient réalisés à tous les contrôles. Dans un cas, ceux-ci ont été couplés avec un examen d'imagerie de type échocardiographie dans le cadre d'une AHMI associée à un épisode de décompensation cardiaque caractérisé par un œdème aigu du poumon. Certains propriétaires ne semblaient pas se rappeler les examens d'imagerie sans certitude, il est possible que d'autres chats en aient bénéficié.

La fréquence et le nombre de contrôles étaient à mettre en lien avec l'évolution clinique et biologique de l'animal.

Les quelques cas où des traitements ont été rajoutés concernaient des cas de rechute, ou de réponse insatisfaisante au traitement.

### I.C. Analyses des cas décédés au SIAMU

Ces chats sont majoritairement décédés d'arrêts cardio-respiratoires. Cela peut s'expliquer par le fait qu'ils étaient dans des états critiques.

Le délai par rapport à la transfusion est variable. Pour les deux chats décédés au cours de la transfusion, il n'était pas précisé dans les comptes-rendus si cela pouvait être en lien avec une réaction transfusionnelle.

Le taux de mortalité de 26,3% obtenu dans les 24 heures suivant la transfusion était supérieur à celui calculée dans une étude sur 91 chats transfusés qui était de 15,4% (Weingart, Giger, et Kohn 2004).



Une amélioration transitoire à la suite de la transfusion a été notée dans plus de la moitié des cas.

Le seul cas où l'indication à la transfusion n'était pas une anémie mais une coagulopathie est décédé dans les 12 à 24 heures. Dans une étude de 2004, les deux seuls chats transfusés pour une coagulopathie sont décédés peu après (Weingart, Giger, et Kohn 2004). Ces chiffres concernaient une très faible population et aucune conclusion ne peut en être directement tirée.

Une xénotransfusion a été réalisée dans un des cas de notre étude. Il s'agissait d'une chatte européenne de trois ans de groupe sanguin A polytraumatisée transfusée avec du sang total de chien de groupe sanguin DEA 1-. L'indication à la réalisation d'une transfusion était une anémie par perte sanguine à la suite d'un accident de la voie publique. Son taux d'hématocrite était de 25%, elle est décédée au cours de la transfusion. Étant donné les circonstances d'admission de l'animal, il est peu probable qu'il s'agisse d'une réaction transfusionnelle mais plutôt en raison de son état général trop dégradé.

Ce cas est le seul cas de xénotransfusion sur la période de l'étude. Il s'agit d'une étude monocentrique avec des cas sélectionnés exclusivement au SIAMU. Comme évoqué précédemment, cette structure bénéficie, grâce aux nombreux étudiants, d'une banque de sang assez conséquente. Les animaux peuvent recevoir rapidement un don adéquat. Un travail de thèse de 2018 étudie les pratiques transfusionnelles en France. Les résultats montrent que 20,22% des vétérinaires ne possèdent pas de donneurs officiels, que pour 14,41% la xénotransfusion est une pratique régulière et que pour 39,83% elle est ponctuelle (Fert 2018). Les résultats de notre étude, ne sont donc pas complètement représentatifs d'une pratique en clinique classique dans laquelle les transfusions ne sont pas toujours réalisables dans des délais aussi courts.

## I.D. Analyses des groupes

L'étude statistique n'a pas permis de mettre en évidence des différences significatives entre nos groupes étudiés.

L'effectif du deuxième groupe était très faible avec six individus, il est difficile d'interpréter les données autant épidémiologiques que biologiques.

Que 80% des chats de plus de dix ans (qui restent une part minoritaire des animaux consultés) soient décédés au SIAMU pourrait s'expliquer par le fait que ces animaux soient plus susceptibles de présenter des maladies intercurrentes et donc un moins bon pronostic, mais aussi peut-être une moins grande motivation de la part des propriétaires.

Ce même type de raisonnement peut être appliqué avec le poids, 66,6% (8/12) des animaux de moins de trois kg sont décédés au SIAMU. Il peut s'agir d'animaux amaigris et donc en mauvais état général. Après étude de leurs dossiers, cela s'applique pour six d'entre eux qui

sont décrits comme amaigris à cachectiques. Les deux autres étaient des chatons pour lesquels aucune remarque n'est faite, ce qui laisse supposer un état d'embonpoint normal.

L'étude des groupes sanguins est semblable à celle faite précédemment. L'exclusivité de groupe A pour les chats décédés dans les trois semaines suivant leur sortie peut être expliquée par le faible effectif de ce groupe. Les chats de groupe B étant minoritaires de manière général, la probabilité d'en avoir un parmi ces six chats était faible.

La plus grande proportion d'anémie dont l'origine n'a pas pu être déterminée se retrouvait dans le groupe des animaux décédés au SIAMU (6/10, 60%). Cela est cohérent étant donné que l'état critique de ces animaux laissait peu de temps pour la mise en place d'une démarche diagnostique complète. De plus, le pronostic sombre et le coût de la prise en charge ont pu provoquer une décision relativement rapide de fin de vie par les propriétaires.

Le seul cas présentant une diminution du taux d'hématocrite après la transfusion appartenait au groupe des animaux décédés. Le traitement s'est révélé inefficace ne permettant pas de sauver l'animal.

## **II. Critique du protocole d'étude**

### **II.A. Les cas de l'étude**

La population étudiée était de petite taille avec 77 cas inclus et 57 cas gardés au final. Pour l'étude des sous-groupes, les effectifs étaient encore plus petits et cela peut expliquer les résultats obtenus lors de l'analyse statistique. Cette même étude avec une population bien plus grande pourrait peut-être révéler des liens entre certaines données biologiques ou épidémiologiques et les décès des animaux.

L'étude du taux de survie des chats transfusés était largement biaisée par les causes très variées d'anémies pouvant impacter plus ou moins sévèrement le pronostic.

### **II.B. La méthode de diffusion du questionnaire**

Le choix de diffusion a permis l'obtention d'un grand nombre de réponses. Cependant, cette méthode a été limitée par les changements de coordonnées de certains propriétaires ou leurs indisponibilités. Il aurait été possible de soumettre ces questionnaires par mail mais la compréhension aurait sûrement été moins fine.

Un biais de mémoire est applicable à cette étude qui remonte jusqu'en 2014. Les propriétaires répondent sans comptes-rendus ou support pour les aider à se souvenir. Par conséquent, les réponses données peuvent être imprécises et approximatives.

### III.C. La récolte des données biologiques et épidémiologiques

Cette étude étant rétrospective, aucun formulaire n'a pu être mis en place et c'est pourquoi il manquait un certain nombre de données dans les comptes-rendus diminuant parfois significativement le nombre de cas étudiés.

Il pourrait être intéressant d'en mettre un en place afin de pouvoir fournir plus de données pour la mise en place d'études prospectives.



## CONCLUSION

La bibliographie sur la transfusion sanguine chez le chat est moins fournie que chez le chien. Les études disponibles ne décrivent pas de suivi au-delà de la sortie de la clinique où l'animal a été transfusé. Ce travail a pour but d'apporter de nouvelles données chez des chats transfusés, sur leur survie à la sortie de la clinique mais aussi sur leur suivi après leur retour à la maison.

Notre étude rétrospective, entre janvier 2014 et avril 2019, nous a permis de récolter des données chez 77 chats ayant reçu une transfusion sanguine et de suivre le retour à la maison pour 32 d'entre eux. Vingt sur 52 propriétaires contactés n'ont pas répondu au questionnaire. Nous nous sommes également intéressés aux circonstances du décès au SIAMU de 25 chats.

Les données sont complètes pour 57 chats. Les 20 chats dont les propriétaires n'ont pas répondu au questionnaire ne sont étudiés qu'à court terme jusqu'à leur sortie de la clinique.

Notre étude a montré un taux de survie à la sortie de l'hôpital de 67,5% pour les 77 chats transfusés. Nos résultats sont comparables avec les données de la littérature.

Le suivi de 32 des chats rendus à leurs propriétaires nous a donné une perspective sur le plus long terme. La survie au-delà de trois semaines est de 81,3%. Ainsi, le pronostic après sortie d'hospitalisation au SIAMU est évalué comme favorable. Six de ces 32 chats sont décédés dans les trois semaines suivant leur sortie. En les ajoutant aux 25 chats décédés au SIAMU, le taux de survie global s'élève à 45,6% pour les 57 chats suivis.

Les propriétaires interrogés ont rapporté un rétablissement clinique pour 21 sur 32 chats (65,6%). Ce rétablissement n'a été que transitoire pour cinq de ces 21 chats (23,8%). Vingt-sept propriétaires (84%) ont consulté un vétérinaire après leur sortie du SIAMU. Ces visites ont été effectuées chez le vétérinaire traitant pour 20 chats (74%), sans contact ultérieur avec le SIAMU. Ces chiffres illustrent la difficulté du recueil des informations sur le suivi à moyen et long terme dans une structure d'urgence appartenant à un centre hospitalier universitaire comme le SIAMU. Les motifs de ces consultations, par ordre de prévalence décroissant, étaient : des contrôles pour 41%, une prise en charge de maladies intercurrentes pour 26% et, avec la même prévalence de 11%, des rechutes, une absence d'amélioration et des euthanasies.

Ce travail vient, d'une part compléter des données sur la transfusion sanguine chez le chat, et d'autre part, apporter de nouvelles informations sur le suivi clinique à plus long terme des chats transfusés.

Bien que la transfusion sanguine pour les chats se heurte à la problématique de la disponibilité des produits sanguins, poursuivre des études de grande ampleur nous permet d'acquérir des connaissances sur la transfusion et d'en améliorer sa pratique.







## **Bibliographie**

- Abrams-Ogg, Anthony C. G. 2016. « Feline Recipient Screening ». In *Manual of Veterinary Transfusion Medicine and Blood Banking*, 129-54. John Wiley & Sons, Ltd.
- Arikan, Ş, M. Gurkan, E. Ozaytekin, T. Dodurka, et U. Giger. 2006. « Frequencies of Blood Type A, B and AB in Non-Pedigree Domestic Cats in Turkey ». *Journal of Small Animal Practice* 47 (1): 10-13.
- Auer, L., et K. Bell. 1981. « The AB Blood Group System of Cats ». *Animal Blood Groups and Biochemical Genetics* 12 (3): 287-97.
- Barfield, Dominic, et Sophie Adamantos. 2011. « Feline Blood Transfusions: A Pinker Shade of Pale ». *Journal of Feline Medicine and Surgery* 13 (1): 11-23.
- Barrs, V. R., U. Giger, B. Wilson, C. T. T. Chan, A. E. Lingard, L. Tran, A. Seng, P. J. Canfield, et J. A. Beatty. 2009. « Erythrocytic Pyruvate Kinase Deficiency and AB Blood Types in Australian Abyssinian and Somali Cats ». *Australian Veterinary Journal* 87 (1-2): 39-44.
- Binvel, Marie, Julie Arsenault, Boris Depré, et Marie-Claude Blais. 2020. « Identification of 5 novel feline erythrocyte antigens based on the presence of naturally occurring alloantibodies ». *Journal of Veterinary Internal Medicine* 35 (décembre): 234-44.
- Blasi Brugué, C., Rui R. F. Ferreira, I. Mesa Sanchez, Rita M. C. Graça, Inês M. Cardoso, Augusto J. F. de Matos, et Rafael Ruiz de Gopegui. 2018. « In vitro quality control analysis after processing and during storage of feline packed red blood cells units ». *BMC Veterinary Research* 14 (avril).
- Blois, Shauna L. 2016. « Transfusion-Associated Complications ». In *Manual of Veterinary Transfusion Medicine and Blood Banking*, 155-71. John Wiley & Sons, Ltd.
- Bordin, J. O., N. M. Heddle, et M. A. Blajchman. 1994. « Biologic Effects of Leukocytes Present in Transfused Cellular Blood Products ». *Blood* 84 (6): 1703-21.
- Bovens, Catherine, et Tim Gruffydd-Jones. 2013. « Xenotransfusion with Canine Blood in the Feline Species: Review of the Literature ». *Journal of Feline Medicine and Surgery* 15 (2): 62-67.
- Cattin, R. P. 2016. « Distribution of Blood Types in a Sample of 245 New Zealand Non-Purebred Cats ». *New Zealand Veterinary Journal* 64 (3): 154-57.
- Cole, Laura P., et Karen Humm. 2019. « Twelve Autologous Blood Transfusions in Eight Cats with Haemoperitoneum ». *Journal of Feline Medicine and Surgery* 21 (6): 481-87.
- Cummings, Katherine A., Amanda L. Abelson, Elizabeth A. Rozanski, et Claire R. Sharp. 2016. « The Effect of Storage on Ammonia, Cytokine, and Chemokine Concentrations in Feline Whole Blood ». *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care* 26 (5): 639-45.
- Davidow, Elizabeth B., Shauna L. Blois, Isabelle Goy-Thollot, Lauren Harris, Karen Humm, Sarah Musulin, Katherine J. Nash, et al. 2021a. « Association of Veterinary Hematology and Transfusion Medicine (AVHTM) Transfusion Reaction Small Animal Consensus Statement (TRACS). Part 1: Definitions and Clinical Signs ». *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care* 31 (1): 141-66.
- . 2021b. « Association of Veterinary Hematology and Transfusion Medicine (AVHTM) Transfusion Reaction Small Animal Consensus Statement (TRACS) Part 2: Prevention and Monitoring ». *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care* 31 (2): 167-88.
- DiFazio, Jillian, et Susan G. Hackner. 2018. « Anemia ». In *Textbook of Small Animal Emergency Medicine*, 48-54. John Wiley & Sons, Ltd.

- Donzel, Elise. 2007. « Les anémies et les thrombopénies auto-immunes chez les carnivores domestiques : étude bibliographique ». Faculté de Médecine de Créteil.
- Estrin, Michael A., Conni E. Wehausen, Carl R. Lessen, et Justine A. Lee. 2006. « Disseminated Intravascular Coagulation in Cats ». *Journal of Veterinary Internal Medicine* 20 (6): 1334-39.
- Euler, Catharina C., Karthik Raj, Keijiro Mizukami, Louise Murray, Chi-Ya Chen, Andrew Mackin, et Urs Giger. 2016. « Xenotransfusion of Anemic Cats with Blood Compatibility Issues: Pre- and Posttransfusion Laboratory Diagnostic and Crossmatching Studies ». *Veterinary Clinical Pathology* 45 (2): 244-53.
- Eyquem, A., L. Podliachouk, et P. Millot. 1962. « Blood Groups in Chimpanzees, Horses, Sheep, Pigs, and Other Mammals ». *Annals of the New York Academy of Sciences* 97 (mai): 320-28.
- Fert, S. 2018. « Etude des pratiques transfusionnelles chez le chat en France. Résultats d'une enquête en ligne réalisée auprès des vétérinaires praticiens français ». Thèse. Thèse de Doctorat Vétérinaire (Lyon). 2018.
- Forcada, Y., J. Guitian, et G. Gibson. 2007. « Frequencies of Feline Blood Types at a Referral Hospital in the South East of England ». *Journal of Small Animal Practice* 48 (10): 570-73.
- Fosset, Fabrice T.J., et Marie-Claude Blais. 2014. « Prevalence of feline blood groups in the Montreal area of Quebec, Canada ». *The Canadian Veterinary Journal* 55 (1): 1225-28.
- Fusco, J. V., A. E. Hohenhaus, S. W. Aiken, R. J. Joseph, et J. M. Berg. 2000. « Autologous Blood Collection and Transfusion in Cats Undergoing Partial Craniectomy ». *Journal of the American Veterinary Medical Association* 216 (10): 1584-88.
- Goy-Thollot, Isabelle. 2020. *La Transfusion sanguine chez le chien, le chat, les nouveaux animaux de compagnie et les animaux exotiques, ouvrage collectif scientifique*. AFVAC Editions. Vet'Index. Edition du Point vétérinaire.
- Gunn-Moore, Daniëlle A., Kerry E. Simpson, et Michael J. Day. 2009. « Blood Types in Bengal Cats in the UK ». *Journal of Feline Medicine and Surgery* 11 (10): 826-28.
- Hann, L., D. C. Brown, L. G. King, et M. B. Callan. 2014. « Effect of Duration of Packed Red Blood Cell Storage on Morbidity and Mortality in Dogs After Transfusion: 3,095 Cases (2001–2010) ». *Journal of Veterinary Internal Medicine* 28 (6): 1830-37.
- Herbet, Fabrice, et Christophe Bulliot. 2018. *Guide pratique de médecine interne chien, chat et NAC 5e édition*. MED'COM.
- Holmes, R. 1950. « Blood Groups in Cats ». *The Journal of Physiology* 111 (1-2): 61p.
- Jordan, Holly L., Carol B. Grindem, et Edward B. Breitschwerdt. 1993. « Thrombocytopenia in Cats: A Retrospective Study of 41 Cases ». *Journal of Veterinary Internal Medicine* 7 (5): 261-65.
- Jutkowitz, L. Ari, Elizabeth A. Rozanski, Jennifer A. Moreau, et John E. Rush. 2002. « Massive transfusion in dogs: 15 cases (1997–2001) ». *Journal of the American Veterinary Medical Association* 220 (11): 1664-69.
- Juvet, F., S. Brennan, et C. T. Mooney. 2011. « Assessment of Feline Blood for Transfusion Purposes in the Dublin Area of Ireland ». *Veterinary Record* 168 (13): 352-352. <https://doi.org/10.1136/vr.c6879>.
- Kisielewicz, C. 2016. « Chapter 3 : Red Blood Cell Products ». In *Manual of Veterinary Transfusion Medicine and Blood Banking*, 29-42. John Wiley & Sons, Ltd. <http://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1002/9781118933053.ch3>.
- Klaser, Debra A., Nyssa J. Reine, et Ann E. Hohenhaus. 2005. « Red Blood Cell Transfusions in Cats: 126 Cases (1999) ». *Journal of the American Veterinary Medical Association* 226 (6): 920-23.

- Knottenbelt, C. M., D. D. Addie, M. J. Day, et A. J. Mackin. 1999. « Determination of the Prevalence of Feline Blood Types in the UK ». *Journal of Small Animal Practice* 40 (3): 115-18.
- Koh, M. B. C., Y. S. Lee, et J. Chay. 2011. « Appropriate Blood Component Usage ». *ISBT Science Series* 6 (2): 249-56.
- Le Gal, A., E. K. Thomas, et K. R. Humm. 2020. « Xenotransfusion of Canine Blood to Cats: A Review of 49 Cases and Their Outcome ». *The Journal of Small Animal Practice* 61 (3): 156-62.
- Learoyd, P. 2012. « The History of Blood Transfusion Prior to the 20th Century – Part 1 ». *Transfusion Medicine* 22 (5): 308-14.
- Littlewood, J. D. 1989. « Inherited Bleeding Disorders of Dogs and Cats ». *Journal of Small Animal Practice* 30 (3): 140-43.
- « LOOF - Races/annee ». s. d. Consulté le 27 février 2021. <https://www.loof.asso.fr/stats/recap.php>.
- Malik, R., D. L. Griffin, J. D. White, M. Rozmanec, P. L. C. Tisdall, S. F. Foster, K. Bell, et F. W. Nicholas. 2005. « The Prevalence of Feline A/B Blood Types in the Sydney Region ». *Australian Veterinary Journal* 83 (1-2): 38-44.
- Mansell, Cheryl L., et Manuel Boller. 2016. « Blood Component Processing and Storage ». In *Manual of Veterinary Transfusion Medicine and Blood Banking*, 237-55. John Wiley & Sons, Ltd.
- Martinez-Sogues, L., S. L. Blois, E. G. Manzanilla, A. O. Abrams-Ogg, et P. Cosentino. 2020. « Exploration of Risk Factors for Non-Survival and for Transfusion-Associated Complications in Cats Receiving Red Cell Transfusions: 450 Cases (2009 to 2017) ». *Journal of Small Animal Practice* 61 (3): 177-84.
- Medeiros, Miguel A. S., Ana Maria Soares, Daniela S. Alviano, Regina Ejzemberg, Maria Helena Da Silva, et Nádia Regina Almosny. 2008. « Frequencies of Feline Blood Types in the Rio de Janeiro Area of Brazil ». *Veterinary Clinical Pathology* 37 (3): 272-76.
- Mylonakis, M. E., A. F. Koutinas, M. Saridomichelakis, M. Papadogiannakis, K. Plevraki, et L. Leontidis. 2001. « Determination of the Prevalence of Blood Types in the Non-Pedigree Feline Population in Greece ». *Veterinary Record* 149 (7): 213-14.
- Nectoux, Alexandra, Maryline Guidetti, Anthony Barthélemy, Céline Pouzot-Nevoret, Guillaume L Hoareau, et Isabelle Goy-Thollot. 2019. « Assessment of risks of feline mismatched transfusion and neonatal isoerythrolysis in the Lyon (France) area ». *Journal of Feline Medicine and Surgery Open Reports* 5 (2): 2055116919863175. <https://doi.org/10.1177/2055116919863175>.
- Obrador, Rafael, Sarah Musulin, et Bernie Hansen. 2015. « Red Blood Cell Storage Lesion ». *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care* 25 (2): 187-99.
- Odunayo, Adesola, Katherine J. Nash, Elizabeth B. Davidow, Shauna L. Blois, Isabelle Goy-Thollot, Lauren Harris, Karen Humm, et al. 2021. « Association of Veterinary Hematology and Transfusion Medicine (AVHTM) Transfusion Reaction Small Animal Consensus Statement (TRACS). Part 3: Diagnosis and Treatment ». *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care* 31 (2): 189-203.
- Peterson, Janet L., C. Guillermo Couto, et Maxey L. Wellman. 1995. « Hemostatic Disorders in Cats: A Retrospective Study and Review of the Literature ». *Journal of Veterinary Internal Medicine* 9 (5): 298-303.
- Pouzot-Nevoret, Céline, et Isabelle Goy-Thollot. 2019. « Cours sur la transfusion sanguine ». Vetagro Sup Lyon.
- Proverbio, Daniela, Eva Spada, Luciana Baggiani, Roberta Perego, Alessandra Milici, et Elisabetta Ferro. 2011. « Comparison of Gel Column Agglutination with Monoclonal

- Antibodies and Card Agglutination Methods for Assessing the Feline AB Group System and a Frequency Study of Feline Blood Types in Northern Italy ». *Veterinary Clinical Pathology* 40 (1): 32-39.
- Roux, Françoise A., Jack-Yves Deschamps, Marie-Claude Blais, Diane M. Welsh, Armelle M. Delaforcade-Buress, et Elizabeth A. Rozanski. 2008. « Multiple Red Cell Transfusions in 27 Cats (2003–2006): Indications, Complications and Outcomes ». *Journal of Feline Medicine and Surgery* 10 (3): 213-18.
- Russo, Charlotte, et Karen Humm. 2016. « Feline Donor Selection ». In *Manual of Veterinary Transfusion Medicine and Blood Banking*, 212-22. John Wiley & Sons, Ltd.
- Schneider, Ann. 1995. « Blood Components: Collection, Processing, and Storage ». *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice* 25 (6): 1245-61.
- Seth, Mayank, Karen V. Jackson, et Urs Giger. 2011. « Comparison of five blood-typing methods for the feline AB blood group system ». *American journal of veterinary research* 72 (2): 203-9.
- Silvestre-Ferreira, A. C., A. P. Sousa, M. J. Pires, J. Pastor, M. Morales, Z. Abreu, et J. A. Montoya. 2004. « Blood Types in the Non-Pedigree Cat Population of Gran Canaria ». *Veterinary Record* 155 (24): 778-79. <https://doi.org/10.1136/vr.155.24.778>.
- Silvestre-Ferreira, Ana C., Josep Pastor, Odete Almeida, et Alberto Montoya. 2004. « Frequencies of Feline Blood Types in Northern Portugal ». *Veterinary Clinical Pathology* 33 (4): 240-43.
- Tasker, Dr Séverine. 2006. « Clotting and Coagulation Disorders in Cats », 4.
- Thomovsky, Elizabeth J., et Jonathan Bach. 2014. « Incidence of Acute Lung Injury in Dogs Receiving Transfusions ». *Journal of the American Veterinary Medical Association* 244 (2): 170-74.
- Walker, Julie M. 2016. « Component Therapy ». In *Manual of Veterinary Transfusion Medicine and Blood Banking*, 13-26. John Wiley & Sons, Ltd.
- Weingart, C., U. Giger, et B. Kohn. 2004. « Whole Blood Transfusions in 91 Cats: A Clinical Evaluation ». *Journal of Feline Medicine and Surgery* 6 (3): 139-48.
- Weinstein, Nicole M., Marie-Claude Blais, Kimberly Harris, Donna A. Oakley, Lillian R. Aronson, et Urs Giger. 2007. « A Newly Recognized Blood Group in Domestic Shorthair Cats: The Mik Red Cell Antigen ». *Journal of Veterinary Internal Medicine* 21 (2): 287-92.
- Weiss, Douglas J., et K. Kane Wardrop. 2010. *Schlam's veterinary hematology sixth edition*. Wiley-Blackwell.
- Yagi, Kenichiro, et Marie K. Holowaychuk. 2016. « Recipient Monitoring ». In *Manual of Veterinary Transfusion* <https://doi.org/10.1002/9781118933053.ch12>.
- Zheng, Lan, Yougang Zhong, Zhensheng Shi, et Urs Giger. 2011. « Frequencies of Blood Types A, B, and AB in Non-Pedigree Domestic Cats in Beijing ». *Veterinary Clinical Pathology* 40 (4): 513-17.

**Annexe 1 : Fiche de suivi de transfusion chat utilisée au SIAMU**

**FEUILLE DE SUIVI TRANSFUSIONNEL CHAT**

**RECEVEUR**

ETIQUETTE RECEVEUR

**DONNEUR**

ETIQUETTE DONNEUR

Date :  
 Groupe sanguin : A – B – AB  
 Antécédents de transfusion : OUI / NON  
 Poids :

Groupe sanguin : A – B – AB  
 Date de prélèvement :  
 Date d'expiration :  
 Volume prélevé :

Raisons de la transfusion :  
Analyses receveur (si disponible) :

µHt :                      Hgb :                      PT :                      Snap FiV/FelV :                      Urée :                      Créat :

Produit sanguin	Sang total	Culot globulaire	Plasma congelé	Autre (spécifier) :
Volume à transfuser	10-15 ml/kg	10 ml/kg	20 ml/kg	

Crossmatch?	Compatible - Incompatible - Non évalué	Méthode d'administration :	Pompe à perf Pousse-seringue
-------------	--	----------------------------	------------------------------

- Remarque : Crossmatch obligatoire si*
- Receveur/donneur non groupés
  - Plus de 2 jours après une précédente transfusion
  - Réaction transfusionnelle à la transfusion précédente

- Exemples de Réactions transfusionnelles :
- Agitation
  - Hyperthermie
  - Tachypnée, tachycardie
  - Vomissement
  - Prurit

- Vérifications pré-transfusion :
- Perméabilité du cathéter : OUI / NON
  - Propreté du cathéter : OUI / NON
  - Retirer toute perfusion de Ringer Lactate
  - Flush de la tubulure du transfuseur : OUI / NON
  - Mise en place du monitoring de receveur (ECG, PAS) : OUI / NON

Heure du début de transfusion :

*Tournez SVP pour feuille de suivi transfusionnel*

### Suivi transfusionnel

	Heure	Débit de transfusion (ml/hr)	FR	FC	TRC et couleur	Temp °C	Statut mental	Pression artérielle S/D/M	Érythème Prurit	Vomissement Diarrhée (Y/N)	Autre
Pre-transfusion											
5 mins											
15 mins											
30 mins											
60 mins											
1 h 30											
2 h											
2 h 30											
3 h											
3 h 30											
4 h											
15 mins post transfusion											
1 heure post transfusion											

Heure de fin de transfusion (heure de début +/- 4 heures) :

Volume transfusé :

Vérifications de fin de transfusion :

- Rinçage de la poche de sang avec une poche de NaCl 0,9% 100ml non hépariné (conserver le débit précédemment indiqué) : OUI / NON
- Retrait des tubulures (transfuseur + prolongateur 1500) : OUI / NON
- Propreté du cathéter : OUI / NON
- Réinstallation d'une poche de fluide + perfuseur et prolongateur 1500 (selon fluidothérapie) : OUI / NON
- Retrait du monitoring du receveur (ECG, PAS) : OUI / NON

<b>Commentaires</b>

**SI VOUS SUSPECTEZ UNE REACTION TRANSFUSIONNELLE ALERTEZ LE CLINICIEN IMMEDIATEMENT**





**Annexe 2 : Questionnaire soumis aux propriétaires**

## QUESTIONNAIRE

### **PARTIE 1 : Etat général**

- 1) Age lors de la transfusion
  - a) < 1an
  - b) Entre 1 an et 5ans
  - c) Entre 5 et 10ans
  - d) >10ans
  
- 2) **Comment va votre animal ?**
  - a) Bien
  - b) Toujours médicalisé
  - c) Perdu / Disparu
  - d) Décédé

### Si décédé

- 3) A quel âge ?
  - a) < 1an
  - b) Entre 1 an et 5ans
  - c) Entre 5 et 10ans
  - d) >10ans
  
- 4) **Quelles ont été les circonstances du décès ?**
  - a) Mort spontanée
  - b) Accident
  - c) Euthanasie
  - d) Autre : ...
  
- 5) **Le décès est parvenu combien de temps après la consultation d'urgence au SIAMU ?**
  - a) < 1 semaine
  - b) 1 à 3 semaines
  - c) 1 à 3 mois
  - d) 3 à 6 mois
  - e) Plus de 6 mois

### Si perdu

- 6) **A quel âge ?**
  - a) < 1an
  - b) Entre 1 an et 5ans
  - c) Entre 5 et 10ans
  - d) >10ans
  
- 7) **Quel était l'état de santé avant ?**
  - a) En bonne santé
  - b) Médicalisé

## **PARTIE 2 : Le retour à la maison**

- 8) **Quelle a été l'attitude de votre chat ?**
- a) Retour à un comportement normal
  - b) Fatigué
  - c) Passif, absent
  - d) Autre : ...
- 9) **Avez-vous eu des soins à faire après son passage au SIAMU ?**
- a) Oui
  - b) Non
- 10) **Avez-vous eu des traitements à administrer ?**
- a) Oui
  - b) Non

### **Si oui,**

- 11) **A-t-il été possible de suivre correctement ce traitement ?**
- a) Oui
  - b) Non

### **Si non,**

- 12) **Pendant combien de temps avez-vous pu le suivre suivi ?**
- a) Aucun traitement administré
  - b) 1 à 2 jours
  - c) 2 à 4 jours
  - d) 4 à 7 jours
- 13) **Au bout de combien de temps après la sortie du SIAMU votre animal s'est-il totalement rétabli cliniquement ?**
- a) < 1 semaine
  - b) 1 à 3 semaine
  - c) 1 à 2 mois
  - d) Jamais
  - e) Décès au cours du traitement

### **PARTIE 3 : Retour chez le vétérinaire**

14) **Depuis votre consultation au SIAMU votre animal est suivi :**

- a) A l'école
- b) Chez un vétérinaire traitant

15) **Y a-t-il eu un retour chez le vétérinaire traitant ou à l'école (en fonction de la réponse précédente) ?**

- a) Oui
- b) Non

#### **Si oui,**

16) **Pour quelle raison ?**

- a) Absence d'amélioration avec le traitement
- b) Rechute après une période d'amélioration
- c) Intolérance à un traitement
- d) Maladie intercurrente
- e) Contrôles
- f) Euthanasie

17) **Quels contrôles ont été effectués ?**

- a) Analyses sanguines
- b) Examen d'imagerie : radiographie ou échographie

18) **A quelle fréquence des contrôles ont-ils été effectués ?**

- a) 1 seule fois
- b) Tous les 2-3 jours
- c) Toutes les semaines
- d) Tous les mois
- e) Tous les 2 mois
- f) Autre : ...

19) **Des traitements complémentaires ont-ils été mis en place ?**

- a) Oui
- b) Non



# Suivi clinique des chats ayant bénéficié d'une transfusion sanguin au SIAMU, VetAgro Sup

---

Auteur

---

AVELINE Lou

Résumé

---

La bibliographie sur la transfusion sanguine chez le chat est peu fournie et cela s'explique par une faible médicalisation des chats et les problématiques liées à la réalisation de la transfusion.

Ce travail rétrospectif nous a permis de récolter des données sur les transfusions réalisées au SIAMU chez le chat entre janvier 2014 et avril 2019. Nous avons pu obtenir le taux de survie à très court mais aussi à plus moyen terme, ainsi qu'étudier le suivi clinique par des informations fournies par les propriétaires.

Le taux de survie jusqu'à la sortie obtenu dans notre étude était de 67,5%. Les appels aux propriétaires ont permis de savoir que six des 32 chats rendus étaient décédés dans les trois semaines suivant la sortie des soins intensifs. Le pronostic au-delà de trois semaines une fois sortie du SIAMU a été évalué comme favorable avec 81,3% de survie. Cette donnée a permis d'obtenir un taux de survie global qui s'élevait à 45,6% pour 57 chats suivis.

Nous avons noté deux cas de décès au cours de la transfusion sans mettre en évidence de réactions transfusionnelles.

Une amélioration clinique a été constatée dans 65,6% des cas. Il faut noter que cette amélioration n'a été que transitoire dans cinq cas (23,8%) avant le décès de l'animal.

Après la sortie du SIAMU, un retour chez le vétérinaire a été effectué dans 84% des cas. Ceux-ci ont été réalisés dans une autre structure que le centre hospitalier universitaire pour 74% des propriétaires. Les consultations ont eu pour motifs des contrôles, des maladies intercurrentes, et moins fréquemment des rechutes, l'absence d'amélioration et des euthanasies.

Mots-clés

---

Chat domestique, Sang -- Transfusion, Soins intensifs en médecine vétérinaire

Jury

---

Président du jury : Pr MURE Pierre-Yves  
1<sup>er</sup> assesseur : Dr GOY-THOLLOT Isabelle  
2<sup>ème</sup> assesseur : Dr POUZOT-NEVORET Céline