



HAL
open science

Pratiques transfusionnelles chez le chien et le chat au service d'urgences - soins intensifs d'Oniris (Ecole Vétérinaire de Nantes) - Étude rétrospective

Camille Boucher

► To cite this version:

Camille Boucher. Pratiques transfusionnelles chez le chien et le chat au service d'urgences - soins intensifs d'Oniris (Ecole Vétérinaire de Nantes) - Étude rétrospective. Sciences du Vivant [q-bio]. 2023. dumas-04152013

HAL Id: dumas-04152013

<https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-04152013>

Submitted on 5 Jul 2023

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

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

Oniris - Ecole Nationale Vétérinaire de Nantes, Agroalimentaire et de l'Alimentation

ANNEE 2023 - Thèse n°16

**PRATIQUES TRANSFUSIONNELLES CHEZ LE CHIEN ET LE CHAT
AU SERVICE D'URGENCES – SOINS INTENSIFS D'ONIRIS
(ECOLE VETERINAIRE DE NANTES) – ETUDE RETROSPECTIVE**

THÈSE

pour l'obtention du diplôme d'État de

DOCTEUR VÉTÉRINAIRE

présentée et soutenue publiquement devant

l'UFR de Médecine de l'Université de Nantes

Le 26 juin 2023

par

Camille, Gisèle, Claude BOUCHER

Sous la direction de

Madame Françoise ROUX

Président du jury : Monsieur Hervé POULIQUEN, Professeur à Oniris

Membres du jury : Madame Françoise ROUX, Professeur à Oniris

Monsieur Jack-Yves DESCHAMPS, Professeur à Oniris

Oniris - Ecole Nationale Vétérinaire de Nantes, Agroalimentaire et de l'Alimentation

ANNEE 2023 - Thèse n°16

**PRATIQUES TRANSFUSIONNELLES CHEZ LE CHIEN ET LE CHAT
AU SERVICE D'URGENCES – SOINS INTENSIFS D'ONIRIS
(ECOLE VETERINAIRE DE NANTES) – ETUDE RETROSPECTIVE**

THÈSE

pour l'obtention du diplôme d'État de

DOCTEUR VÉTÉRINAIRE

présentée et soutenue publiquement devant

l'UFR de Médecine de l'Université de Nantes

Le 26 juin 2023

par

Camille, Gisèle, Claude BOUCHER

Sous la direction de

Madame Françoise ROUX

Président du jury : Monsieur Hervé POULIQUEN, Professeur à Oniris

Membres du jury : Madame Françoise ROUX, Professeur à Oniris

Monsieur Jack-Yves DESCHAMPS, Professeur à Oniris

LISTE DES MEMBRES DU CORPS ENSEIGNANT

Département BPSA Biologie, Pathologie et Sciences de l'Aliment		
Responsable : Emmanuel JAFFRES – Adjointe : Frédérique NGUYEN		
Nutrition et Endocrinologie		
Pharmacologie et Toxicologie	Jean-Claude DESFONTIS (Pr) Yassine MALLEM (Pr) Hervé POULIQUEN (Pr)	Antoine ROSTANG (MC) Meg-Anne MORICEAU (CERC) Martine KAMMERER (PR émérite)
Physiologie fonctionnelle, cellulaire et moléculaire	Jean-Marie BACH (Pr) Lionel MARTIGNAT (Pr) Julie HERVE (MC HDR) Grégoire MIGNOT (MC)	Solenn GAVAUD (CERC)
Histologie et anatomie pathologique	Marie-Anne COLLE (Pr) Jérôme ABADIE (MC)	Laetitia JAILLARDON (MC) Frédérique NGUYEN (MC)
Pathologie générale, microbiologie et immunologie		
Biochimie alimentaire industrielle	Carole PROST (Pr) Joëlle GRUA (MC)	Clément CATANEO (MC) Alix KHALIL (MC) Laurent LE THUAUT (MC)
Microbiotech	Hervé PREVOST (Pr) Géraldine BOUE (MC) Nabila HADDAD (MC) Emmanuel JAFFRES (MC)	Mathilde MOSSER (MC) Boris MISERY (MC) Raouf TAREB (MC) Quentin PRUVOST (CEC)
PACENV = VET1	Eléonore BOUGUYON (PRAG) Nicolas BROSSAUD (PRAG)	
Département SAESP Santé des Animaux d'Élevage et Santé Publique		
Responsable : Raphaël GUATTEO – Adjoint : Jean-Michel CAPPELIER		
Élevage, nutrition et santé des animaux domestiques	Nathalie BAREILLE (Pr) François BEAUDEAU (Pr) Christine FOURICHON (Pr) Lucile MARTIN (Pr)	Juan Manuel ARIZA CHACON (MC) Ségolène CALVEZ (MC HDR) Aurélien MADOUASSE (MC) Nora NAVARRO-GONZALES (MC)
Infectiologie	Alain CHAUVIN (Pr) François MEURENS (Pr) Emmanuelle MOREAU (Pr) Nathalie RUVOEN-CLOUET (Pr)	Albert AGOULON (MC) Suzanne BASTIAN (MC) Léa LOISEL (AERC) Kenny OBERLE (MC) Nadine RAVINET (MC)
Médecine des animaux d'élevage	Catherine BELLOC (Pr) Christophe CHARTIER (Pr) Raphaël GUATTEO (Pr) Anne RELUN (MC)	Sébastien ASSIE (MC) Isabelle BREYTON (MC) Mily LEBLANC MARIDOR (MC) Maud ROUAULT (AERC)
Hygiène et qualité des aliments	Jean-Michel CAPPELIER (Pr) Louis DELAUNAY (CERC) Bruno LE BIZEC (Pr) Marie-France PILET (Pr)	Fanny RENOIS-MEURENS (MC HDR) Sofia STRUBBIA (MC)

Département DSC Sciences cliniques		
Responsable : Catherine IBISCH – Adjoint : Marion FUSELLIER		
Anatomie comparée	Eric BETTI (MC) Claude GUINTARD (MC) Margarida RIBEIRO DA SILVA NEUNLIST (MC)	
Pathologie chirurgicale et anesthésiologie	Eric AGUADO (Pr) Olivier GAUTHIER (Pr) Eric GOYENVALLE (MC HDR)	Pierre MAITRE (MC) Caroline TESSIER (MC) Gwénola TOUZOT-JOURDE (MC) Claire DEFOURMSTRAUX (MC)
Dermatologie, parasitologie des carnivores et des équidés, mycologie	Jacques GUILLOT (Pr) Emmanuel BENSIGNOR (Pr Ass)	Sabrina VIEU (AERC)
Médecine interne, imagerie médicale et législation professionnelle vétérinaire	Anne COUROUCE (Pr) Jack-Yves DESCHAMPS (Pr) Françoise ROUX (Pr) Juan HERNANDEZ-RODRIGUEZ (Pr Ass) Nora BOUHSINA (MC)	Nicolas CHOUIN (MC) Amandine DRUT (MC) Marion FUSELLIER-TESSON (MC HDR) Catherine IBISCH (MC) Aurélia LEROUX (MC) Odile SENECAAT (MC)
Biotechnologies et pathologie de la reproduction	Jean-François BRUYAS (Pr) François FIENI (Pr)	Djemil BENCHARIF (Pr) Lamia BRIAND (MC HDR)
Département GPA Génie des procédés alimentaires		
Responsable : Sébastien CURET-PLOQUIN – Adjointe : Vanessa JURY		
Lionel BOILLEREAUX (Pr) Sébastien CURET-PLOQUIN (Pr) Marie DE LAMBALLERIE (Pr) Francine FAYOLLE (Pr) Michel HAVET (Pr)	Alain LEBAIL (Pr) Olivier ROUAUD (Pr) Kévin CROUVISIER-URION (MC) Vanessa JURY (MC HDR) Emilie KORBEL (MC)	Jean-Yves MONTEAU (MC HDR) Eve-Anne NORWOOD (MC) Raphaël PORYLES (MC) Laurence POTTIER (MC) Cyril TOUBLANC (MC)
PAC-ING	Cyril Gaillard (PCEA)	
Département MSC Management, statistiques et communication		
Responsable : Samira ROUSSELIERE – Adjointe : Véronique CARIOU		
Mathématiques, statistiques, informatique	El Mostafa QANNARI (Pr émérite) Chantal THORIN (Pr Ag) Evelyne VIGNEAU (Pr)	Véronique CARIOU (Pr) Benjamin MAHIEU (MC) Michel SEMENOU (MC)
Economie, gestion, législation	Jean-Marc FERRANDI (Pr) Pascal BARILLOT (MC) Ibrahima BARRY (MC) Florence BEAUGRAND (MC)	Sibylle DUCHAINE (MC) Sonia MAHJOUB (MC) Samira ROUSSELIERE (MC) Christophe PAPINEAU (Ens. Cont.)
Langues et communication	Marc BRIDOU (PLPA) David GUYLER (Ens. Cont.) Nathalie GOODENOUGH (PCEA) Patricia JOSSE (Ens. Cont.)	Shaun MEEHAN (Ens. Cont.) Linda MORRIS (PCEA) Ian NICHOLSON (ENS. Cont.)

Pr Ag : Professeur Agrégé, Pr : Professeur, MC : Maître de Conférence, MCC : MC contractuel, PLPA : Professeur Lycée Professionnel Agricole, PCEA : Professeur Certifié Enseignement Agricole, HDR : Habilité à Diriger des Recherches, CERC : Chargé d'Enseignement et de Recherche Contractuel, Ens. Cont. : Enseignant Contractuel

PROTECTION DES DROITS D'AUTEUR ET PLAGIAT

La reproduction d'extraits de cette thèse est autorisée avec mention de la source. Toute reproduction partielle doit être fidèle au texte utilisé. Cette thèse devra donc être citée en incluant les éléments bibliographiques suivants :

- Nom et prénoms de l'auteur : Camille Gisèle Claude Boucher
- Année de soutenance : 2023
- Titre de la thèse : Pratiques transfusionnelles chez le chien et le chat au service d'urgences – soins intensifs d'Oniris (Ecole vétérinaire de Nantes) – Etude rétrospective
- Intitulé du diplôme : Thèse de doctorat vétérinaire
- Université de soutenance : Faculté de Médecine de Nantes
- Ecole de soutenance : ONIRIS - Ecole Nationale Vétérinaire, Agroalimentaire et de l'Alimentation Nantes Atlantique
- Nombre de pages : 141

TABLE DES ILLUSTRATIONS

Illustration 1 : Frottis sanguins de chien au microscope (x1000) (FMW – St Hyacinthe) (Pouletty, 2010)

Illustration 2 : Test rapide de typage sanguin chez le chat au service d'urgences – soins intensifs d'ONIRIS

Illustration 3 : Frottis sanguins de chat au microscope (x1000) (FMW – St Hyacinthe) (Pouletty, 2010)

TABLE DES FIGURES

Figure 1 : Répartition des différents antibiotiques administrés post-transfusion durant l'hospitalisation des chiens transfusés

Figure 2 : Répartition des causes de décès per et post transfusion des chiens transfusés

ACRONYMES ET ABREVIATIONS

AHMI : anémie hémolytique à médiation immune
AINS : anti-inflammatoires non stéroïdiens
AIS : anti-inflammatoires stéroïdiens
ATP : adénosine triphosphate
AVP : accident de la voie publique
Bpm : battements par minute
CCMH : Concentration Corpusculaire Moyenne en Hémoglobine
CIVD : Coagulation Intravasculaire Disséminée
CRI : *Constant Rate Infusion*
EPO : érythropoïétine
FeIV : virus leucémogène félin, responsable de la leucose féline
FIV : virus de l'immunodéficience féline, rétrovirus responsable du SIDA du chat
ICC : Indice de Condition Corporelle
IM : intramusculaire
IRC : insuffisance rénale chronique
IV : intraveineux
MO : moelle osseuse
Mpm : mouvements par minute
MRC : maladie rénale chronique
NF : numération formule
OVH : ovario-hystérectomie
PAM : Pression Artérielle Moyenne
PAS : Pression Artérielle Systolique
SDTE : Syndrome Dilatation Torsion de l'Estomac
TCMH : Teneur Corpusculaire Moyenne en Hémoglobine
TRC : Temps de Recoloration Capillaire
VGM : Volume Globulaire Moyen

TABLE DES MATIERES

INTRODUCTION	20
PREMIÈRE PARTIE – La transfusion chez le chien – Rappels bibliographiques	21
I – SYSTEMES SANGUINS CANINS	21
1) Système DEA	21
a) Historique	21
b) Groupes sanguins	21
c) Prévalence des groupes sanguins	22
c.1) Géographie	22
c.2) Race	22
2) Autres systèmes	22
a) DAL	22
b) kai1 et kai2	23
3) Alloanticorps naturels et risque d'érythrolyse	23
a) Rappels immunologiques	23
b) DEA 1	23
c) Autres antigènes	24
d) Risques	24
d.1) Transfusion du sang d'un chien DEA 1+ vers un chien DEA 1-	24
d.2) Isoérythrolyse néonatale	24
e) Variations du titre en alloanticorps	25
4) Méthode de typage sanguin	25
5) Méthodes de détermination de compatibilité entre donneur et receveur	25
a) Test d'agglutination croisé ou Crossmatch	25
b) Test de Coombs	26
II – INDICATIONS DE LA TRANSFUSION CANINE	27
1) L'anémie	27
2) La thrombopénie	28
3) Les facteurs de coagulation	28
4) Critères pour transfuser	28
5) Frottis sanguin	28
III – MODALITES DE LA TRANSFUSION CANINE	30
1) Choix du donneur	30
a) Critères	30
b) Donneur universel	30
2) Prélèvement du sang	30
a) Prémédication et préparation du donneur	30
b) Prélèvement au sens strict	31
c) Anticoagulants utilisés	31
d) Suivi du donneur	31
3) Liste des produits sanguins	31
a) Sang total frais	31
b) Sang total stocké	31
c) Concentrés d'érythrocytes	31

d) Plasma frais congelé	31
e) Plasma congelé	32
f) Cryoprécipités	32
g) Plasma pauvre en cryoprécipités	32
h) Albumine	32
i) Plaquettes	32
4) Stockage des produits sanguins	32
a) Lésions de stockage	32
b) Leucoréduction	33
5) Préparation des produits sanguins	33
6) Transfusion au receveur	34
a) Voies d'abord	34
b) Quantités administrées	34
c) Rythme d'administration	34
7) Conséquences de la transfusion	35
a) Modification des paramètres	35
a.1) Paramètres sanguins	35
a.2) Paramètres cardiaques	35
b) Durée de vie des hématies	35
8) Transfusion autologue	36
a) Don autologue pré-opératoire	36
b) Hémodilution normovolémique per-opératoire	36
c) Indications	36
c.1) Risque hémorragique élevé	36
c.2) Hémorragie cavitaire importante	36
9) Xénotransfusion chez le chien	37
a) Donneur félin	37
b) Oxyglobin® : hémoglobine purifiée bovine	37
IV – RISQUES TRANSFUSIONNELS	38
1) Réactions transfusionnelles non immunologiques	38
a) Surcharge volémique	38
b) Réaction fébrile non hémolytique	38
c) Réaction hémolytique aigue sans médiation immune	38
d) Réaction infectieux et sepsis	39
e) Hypocalcémie	39
f) Vomissements	39
g) Hypersensibilité de type I	39
h) Lésions pulmonaires transfusionnelles	40
2) Réactions transfusionnelles à médiation immune	40
a) Réaction hémolytique aigue	40
b) Prise en charge d'une réaction hémolytique aigue	41
c) Hémolyse retardée	42
3) Transfusions sanguines massives	42
a) Complications spécifiques aux transfusions massives	42
a.1) Hyperkaliémie et acidose métabolique	42

a.2) Thrombocytopénie et augmentation des temps de coagulation	42
a.3) Hypothermie	42
a.4) Immunosuppression	42
b) Prise en charge	43
4) Monitoring lors d'une transfusion	43
DEUXIÈME PARTIE – La transfusion chez le chat – Rappels bibliographiques	44
I – SYSTEMES SANGUINS FELINS	44
1) Système A/B/AB	44
a) Historique	44
b) Groupes sanguins	44
c) Prévalence des groupes sanguins	45
c.1) Géographie	45
c.2) Race	45
2) Système MIK	45
a) Historique	45
b) Application aux transfusions	45
3) Alloanticorps naturels et risque d'érythrolyse	46
a) Chats du groupe A	46
b) Chats du groupe B	46
c) Chats du groupe AB	47
d) Risques	47
d.1) Transfusion du sang d'un chat de groupe A vers un chat de groupe B	47
d.2) Hémolyse néonatale (érythrolyse)	47
e) Variations du titre en alloanticorps selon l'âge	47
4) Méthodes de typage sanguin	47
a) Technique par agglutination	47
b) Back-typing	49
c) Kit ADN	49
5) Méthodes de détermination de compatibilité entre donneur et receveur	49
a) Test d'agglutination croisée ou Crossmatch	49
b) Test de Coombs	49
II –INDICATIONS DE LA TRANSFUSION FELINE	50
1) L'anémie	50
a) Principales causes	50
b) Transfusion dans le cas du traitement de l'érythrolyse néonatale	51
c) Transfusion dans le cas d'une prévention de l'érythrolyse néonatale	52
2) La thrombopénie	52
3) Les facteurs de coagulation	52
3) Critères pour transfuser	53
4) Frottis sanguin	53
III – MODALITES DE LA TRANSFUSION FELINE	54
1) Choix du donneur	54
2) Prélèvement du sang	54
a) Prémédication et préparation du donneur	54

b) Prélèvement au sens strict	54
c) Anticoagulants utilisés	54
d) Suivi du donneur	55
3) Produits sanguins disponibles	55
4) Stockage des produits sanguins	55
5) Préparation des produits sanguins	55
6) Transfusion au receveur	55
a) Voies d'abord	55
b) Quantités administrées	56
c) Rythme d'administration	56
7) Conséquences de la transfusion	56
a) Modification des paramètres	56
a.1) Paramètres sanguins	56
a.2) Paramètres cardiaques	57
b) Durée de vie des hématies	57
8) Xénotransfusion chez le chat	57
a) Produit sanguin canin	57
b) Oxyglobine purifiée d'hémoglobine bovine	59
IV – RISQUES TRANSFUSIONNELS	61
1) Réactions transfusionnelles non immunologiques	61
a) Surcharge volémique	61
b) Réaction fébrile non hémolytique	61
c) Réaction hémolytique aigue sans médiation immune	61
d) Réaction infectieux et sepsis	62
e) Hypocalcémie	62
f) Vomissements	62
g) Hypersensibilité de type I	62
h) Embolie gazeuse veineuse iatrogène	63
i) Lésions pulmonaires transfusionnelles	63
2) Réactions transfusionnelles à médiation immune	63
a) Réaction hémolytique aigue	63
a.1) Chats de groupe A	63
a.2) Chats de groupe B	63
a.3) Chats de groupe AB	63
a.4) Mécanisme général	63
a.5) Prise en charge	64
b) Hémolyse retardée	65
3) Monitoring lors d'une transfusion	65
TROISIEME PARTIE – Etude rétrospective de 134 cas de transfusions sanguines canines	66
I – OBJECTIFS	66
II – MATERIEL ET METHODE	66
1) Population d'étude	66
a) Critères d'inclusion	66
b) Critères d'exclusion	66

c) Recueil des données à partir du logiciel CLOVIS	66
2) Uniformisation des variables	66
3) Variables d'intérêt qualitatives et quantitatives	67
a) Epidémiologie, commémoratifs, anamnèse	67
b) Produit sanguin reçu	67
c) Indication de la transfusion	68
d) Examen clinique	68
e) Examens complémentaires pré-transfusion	69
f) Modalités de la transfusion	70
g) Réactions transfusionnelles	70
h) Gains apportés par la transfusion	70
i) Hospitalisation	70
j) Devenir	71
4) Statistiques descriptives	71
a) Données qualitatives	71
b) Données quantitatives	71
III – RESULTATS	72
1) Epidémiologie, commémoratifs	72
a) Race	72
b) Groupe sanguin du receveur	72
c) Passé transfusionnel	72
d) Signalement sans incidence sur la transfusion	72
e) Age	73
2) Produit sanguin reçu	73
a) Type de produit	73
b) Groupe sanguin du donneur	74
c) Hématocrite du donneur	74
d) Réalisation d'un cross match	74
e) Informations sur le don	74
f) Transfusion autologue	74
3) Indication de la transfusion	74
a) Indication et étiologie	74
b) Maladies concomitantes	76
c) Consultation chez le vétérinaire traitant préalable	76
4) Examen clinique	76
a) Muqueuses	76
b) Temps de recoloration capillaire	76
c) Pouls	77
d) Paramètres cardiaques	77
e) Paramètres respiratoires	77
f) Température	77
g) Déshydratation	77
h) Indice de condition corporelle	77
i) Autres signes	77
5) Examens complémentaires pré-transfusion	78

a) Frottis sanguin	78
b) Numération formule	78
c) Protéines totales	78
d) Caractérisation de l'anémie	78
e) Hématocrite	78
f) Hémoglobine	78
g) Erythrocytes	79
h) Réticulocytes	79
i) Plaquettes	79
j) Autres cellules sanguines	79
k) Temps de Quick et temps de céphaline activée	79
6) Modalités de la transfusion	80
a) Volume de produit sanguin	80
b) Durée de transfusion	80
c) Débit de transfusion moyen	80
d) Débit de transfusion initial durant les 30 premières minutes	80
e) Débit de transfusion après les 30 premières minutes	80
7) Réactions transfusionnelles	80
a) Interruption de la transfusion	80
a.1) Choix d'une transfusion en plusieurs étapes	80
a.2) Interruption momentanée en raison de réactions transfusionnelles	80
a.3) Arrêt définitif de la transfusion en raison de réactions transfusionnelles	81
a.4) Arrêt définitif de la transfusion en raison d'un décès per-transfusion	81
b) Réaction transfusionnelles per-transfusion	82
c) Réactions transfusionnelles post-transfusion	83
8) Gains apportés par la transfusion	84
a) Amélioration clinique	84
a.1) Amélioration clinique grâce à la transfusion	84
a.2) Stabilisation grâce à la transfusion	84
a.3) Eléments cliniques persistants post-transfusion	85
a.4) Absence d'amélioration et rechute	85
a.5) Rechute clinique le soir de la transfusion	85
a.6) Rechute clinique le lendemain de la transfusion	85
b) Amélioration de l'hématocrite	85
c) Autres amélioration hémato-biochimiques	86
9) Hospitalisation	86
a) Durée	86
b) Antibiotiques	86
c) AINS	97
d) AIS	97
e) Fer	97
f) Vitamine K	88
g) Darbétopoétine	88
h) Imidocarbe	88
10) Devenir	88

a) Rétablissement	88
b) Fin de vie	88
IV – DISCUSSION	90
1) Matériel et méthode	90
a) Sélection	90
b) Limites des données analysées	90
2) Principaux résultats et interprétations	90
a) Epidémiologie, commémoratifs	90
b) Produit sanguin reçu	90
c) Indication de la transfusion	91
d) Examen clinique	92
e) Examens complémentaires pré-transfusion	92
f) Modalités de la transfusion	93
g) Réactions transfusionnelles	93
h) Gains apportés par la transfusion	94
i) Hospitalisation	95
j) Devenir	95
QUATRIEME PARTIE –Etude rétrospective de 32 cas d’allogreffes sanguines félines	96
I – OBJECTIFS	96
II – MATERIEL ET METHODE	96
1) Population d’étude	96
a) Critères d’inclusion	96
b) Critères d’exclusion	96
c) Recueil des données à partir du logiciel CLOVIS	96
2) Uniformisation des variables	97
3) Variables d’intérêt qualitatives et quantitatives	97
a) Epidémiologie, commémoratifs, anamnèse	97
b) Produit sanguin reçu	97
c) Indication et étiologie des indications	98
d) Examen clinique	98
e) Examens complémentaires pré-transfusion	98
f) Modalités de la transfusion	99
g) Réactions transfusionnelles	100
h) Gains apportés par la transfusion	100
i) Hospitalisation	100
j) Devenir	100
4) Statistiques descriptives	101
a) Données qualitatives	101
b) Données quantitatives	101
III – RESULTATS	102
1) Epidémiologie, commémoratifs	102
a) Race	102
b) Groupe sanguin du receveur	102
c) Passé transfusionnel	102

d) Signalement sans incidence sur la transfusion	102
e) Age	102
2) Produit sanguin reçu	102
a) Type de produit	102
b) Groupe sanguin du donneur	103
c) Hématocrite du donneur	103
d) Réalisation d'un cross match	103
e) Frère de portée	103
3) Indication de la transfusion	103
a) Indication et étiologie	103
b) Maladies concomitantes	104
c) Consultation chez le vétérinaire traitant préalable	104
4) Examen clinique	104
a) Muqueuses	104
b) Temps de recoloration capillaire	104
c) Pouls	104
d) Paramètres cardiaques	105
e) Paramètres respiratoires	105
f) Température	105
g) Déshydratation	105
h) Indice de condition corporelle	105
i) Autres signes	105
5) Examens complémentaires pré-transfusion	105
a) Frottis sanguin	105
b) Numération formule	106
c) Protéines totales	106
d) Caractérisation de l'anémie	106
e) Hématocrite	106
f) Hémoglobine	106
g) Erythrocytes	106
h) Réticulocytes	106
i) Plaquettes	107
j) Autres cellules sanguines	107
k) Temps de Quick et temps de Céphaline activée	107
6) Modalités de la transfusion	107
a) Volume de produit sanguin	107
b) Durée de transfusion	107
c) Débit de transfusion moyen	107
d) Débit de transfusion initial durant les 30 premières minutes	108
e) Débit de transfusion après les 30 premières minutes	108
7) Réactions transfusionnelles	108
a) Interruption de la transfusion	108
b) Réaction transfusionnelles per-transfusion	108
c) Réactions transfusionnelles post-transfusion	108
8) Gains apportés par la transfusion	109

a) Amélioration clinique	109
b) Amélioration de l'hématocrite	109
c) Autres amélioration hémato-biochimiques	113
9) Hospitalisation	109
a) Durée	109
b) Antibiotiques	109
c) AINS	109
d) AIS	110
e Fer	110
f) Vitamine K	110
g) Darbétopoétine	110
10) Devenir	110
a) Rétablissement	110
b) Fin de vie	110
IV – DISCUSSION	111
1) Matériels et méthodes	111
a) Sélection	111
b) Limites des données analysées	111
2) Principaux résultats et interprétations	111
a) Epidémiologie, commémoratifs	111
b) Produit sanguin reçu	115
c) Indication et étiologie des indications	112
d) Examen clinique	113
e) Examens complémentaires pré-transfusion	114
f) Modalités de la transfusion	115
g) Réactions transfusionnelles	115
h) Gains apportés par la transfusion	116
i) Hospitalisation	116
j) Devenir	117
CINQUIEME PARTIE – Etude rétrospective de 18 cas de xénotransfusions sanguines félines	118
I – OBJECTIFS	118
II – MATERIEL ET METHODE	118
1) Population d'étude	118
a) Critères d'inclusion	118
b) Critères d'exclusion	118
c) Recueil des données à partir du logiciel CLOVIS	118
2) Uniformisation des variables	118
3) Variables d'intérêt qualitatives et quantitatives	119
4) Statistiques descriptives	119
a) Données qualitatives	119
b) Données quantitatives	129
III – RESULTATS	120
1) Epidémiologie, commémoratifs	120
a) Race	120

b) Groupe sanguin du receveur	120
c) Passé transfusionnel	120
d) Signalement sans incidence sur la transfusion	120
e) Age	120
2) Produit sanguin reçu	120
a) Type de produit	120
b) Groupe sanguin du donneur	120
c) Hématocrite du donneur	121
d) Réalisation d'un cross match	121
3) Indication de la transfusion	121
a) Indication et étiologie	121
b) Maladies concomitantes	121
c) Consultation chez le vétérinaire traitant préalable	121
4) Examen clinique	122
a) Muqueuses	122
b) Temps de recoloration capillaire	122
c) Pouls	122
d) Paramètres cardiaques	122
e) Paramètres respiratoires	122
f) Température	122
g) Déshydratation	122
h) Indice de condition corporelle	123
i) Autres signes	123
5) Examens complémentaires pré-transfusion	123
a) Frottis sanguin	123
b) Numération formule	123
c) Protéines totales	123
d) Caractérisation de l'anémie	123
e) Hématocrite	124
f) Hémoglobine	124
g) Erythrocytes	124
h) Réticulocytes	124
i) Plaquettes	124
j) Autres cellules sanguines	124
k) Temps de Quick et temps de céphaline activée	124
6) Modalités de la transfusion	125
a) Volume de produit sanguin	125
b) Durée de transfusion	125
c) Débit de transfusion moyen	125
d) Débit de transfusion initial durant les 30 premières minutes	125
e) Débit de transfusion après les 30 premières minutes	125
7) Réactions transfusionnelles	125
a) Interruption de la transfusion	125
b) Réaction transfusionnelles per-transfusion	125
c) Réactions transfusionnelles post-transfusion	126

8) Gains apportés par la transfusion	126
a) Amélioration clinique	126
b) Amélioration de l'hématocrite	126
c) Autres amélioration hémato-biochimiques	126
9) Hospitalisation	127
a) Durée	127
b) Antibiotiques	127
c) AINS	127
d) AIS	127
e) Fer	127
f) Vitamine K	127
g) Darbétopoétine	127
10) Devenir	127
a) Rétablissement	127
b) Seconde transfusion	128
c) Fin de vie	128
IV – DISCUSSION	129
1) Matériel et méthode	129
a) Sélection	129
b) Limites des données analysées	129
2) Principaux résultats et interprétations	129
a) Epidémiologie, commémoratifs	129
b) Produit sanguin reçu	130
c) Indication et étiologie des indications	130
d) Examen clinique	130
e) Examens complémentaires pré-transfusion	131
f) Modalités de la transfusion	131
g) Réactions transfusionnelles	132
h) Gains apportés par la transfusion	132
i) Hospitalisation	133
j) Devenir	133
CONCLUSION	134
BIBLIOGRAPHIE	135

INTRODUCTION

La transfusion sanguine est une pratique courante en réanimation humaine mais encore peu répandue en médecine vétérinaire. En raison de la lourdeur du processus, elle concerne surtout des structures d'une relative importance. Néanmoins avec l'avancée de la médicalisation des chiens et des chats, elle prend plus de place dans les opportunités thérapeutiques vétérinaires et peut devenir accessible à davantage de praticiens.

L'objectif de cette étude est d'examiner rétrospectivement les pratiques transfusionnelles du service d'urgences – soins intensifs d'Oniris, école vétérinaire de Nantes. La période étudiée s'étant sur une durée d'environ 20 ans pour les transfusions canines et 10 ans pour les transfusions félines. Les transfusions canines sont étudiées entre 2002 et 2022 tandis que les transfusions félines sont étudiées entre 2013 et 2022, année des premiers typages afin de permettre une comparaison entre allotransfusions félines et xénotransfusions félines.

La première et la deuxième partie seront consacrées à des rappels bibliographiques

La troisième partie sera consacrée à l'étude d'une série de transfusions chez des chiens durant la période 2002-2022. La quatrième partie sera consacrée aux allotransfusions chez les chats durant la période 2013-2022. Dans une cinquième partie nous nous attacherons particulièrement à décrire une pratique peu documentée : la transfusion de sang de chien à des chats durant la période 2013-2022.

A l'issue de ce travail, nous serons en mesure de mettre en évidence l'épidémiologie des groupes sanguins rencontrés, les indications des transfusions, les modalités de transfusion, les principales réactions transfusionnelles et leur gestion, ainsi que le devenir des animaux transfusés.

Nous soulignerons les différences entre les transfusions canines et félines et comparerons les bénéfices entre xénotransfusion et allotransfusion félines.

PREMIÈRE PARTIE – La transfusion chez le chien – Rappels bibliographiques

I – SYSTEMES SANGUINS CANINS

1) Système DEA

a) Historique

Les transfusions chez les carnivores domestiques sont fréquentes depuis les années 1960-1980. La première réussite a eu lieu en 1965 par le médecin anglais Richard Ward avec la première transfusion animale réussie entre un chien donneur et un autre chien receveur. La première transfusion humaine était une xénotransfusion de sang d'agneau réalisée à Paris en 1667 par le français Jean-Baptiste Denis. La première allotransfusion humaine sur sang citraté réussie date du 16 octobre 1914 grâce au médecin français Emile Jeanbrau, après découverte du système ABO en 1902 par Karl Landsteiner, médecin américain d'origine autrichienne (Haliou, 2004). Le caporal Henri Legrain devient le premier français sauvé par transfusion et cette année-ci 44 transfusions humaines furent effectuées (Halioua, 2004).

b) Groupes sanguins

Un groupe sanguin est défini par la présence d'un antigène sur la membrane érythrocytaire. Les antigènes sont des groupements polysaccharides associés à des glycolipides ou glycoprotéines déterminés génétiquement, spécifiques d'espèce et pouvant être présentés par plusieurs individus.

Un système sanguin est défini comme un ensemble d'antigènes de la membrane érythrocytaire codés par les différentes versions alléliques d'un même gène. Il existe chez le chien 11 systèmes sanguins dont le plus documenté et important cliniquement est le système DEA (Davidow, 2013).

Le système DEA comprend huit groupes sanguins nommés en fonction des antigènes présents à la surface des érythrocytes. Un chien est positif pour un groupe sanguin s'il possède l'antigène correspondant, autrement négatif pour ce groupe. La classification internationale reconnaît les 8 groupes DEA (Dog Erythrocyte Antigen) : DEA 1.1, 1.2, 3, 4, 5, 6, 7 et 8 (Davidow, 2013).

Le groupe DEA 1 était auparavant divisé en quatre groupes avec des antigènes différents portés par les érythrocytes : DEA 1.1, 1.2, 1.3, 1.4, issus de quatre versions alléliques d'un même gène. Par conséquent, un chien ne peut pas être à la fois DEA 1.1+ et 1.2+. Le déterminisme génétique de DEA 1 comme un modèle autosomique dominant multi allélique

Le nouveau modèle admis décrit à la place d'une positivité envers DEA 1.1, 1.2, ou 1.3 ou 1.4 avec des antigènes différents sur les érythrocytes, une force de sensibilisation de 1+ à 4+ pour DEA 1 dépendante de la version allélique du gène hérité (Polak, 2015) (Acierno, 2014).

Dans la suite de cette thèse, « DEA 1 » désignera également « DEA 1.1 » en raison des travaux récents qui ne divisent plus le système DEA 1 en plusieurs groupes, mais plutôt en temps que « force ». Un chien DEA 1.1 positif est donc évoqué comme un chien DEA 1 positif.

c) Prévalence des groupes sanguins

c.1) Géographie

Des variations géographiques de la prévalence du groupe DEA 1.1 sont observées.

Aux Etats-Unis, 42% des chiens aux Etats-Unis sont DEA 1.1+ (Hale et al., 2011).

Au Japon, 44% des chiens parmi 15 races différentes sont DEA 1.1+ (Ejima et al., 1986).

En Afrique du Sud, 47% des chiens sont DEA 1.1+ (Van der Merwe et al., 2002).

Au Brésil, 51% des chiens parmi 16 races différentes sont DEA 1.1+ (Novais et al., 1999).

Enfin en Turquie, 62.5% des chiens parmi 4 races natives différentes sont DEA 1.1+ (Ergul et al, 2011).

c.2) Race

L'antigène DEA 1.1 est plus fréquemment retrouvé chez le dalmatien (avec une prévalence de 97% au sein de la race), le rottweiler (78%), le cocker (71%), le berger allemand (64%) et le labrador retriever (55%) (Ejima et al., 1986 ; Gracner et al., 2004 ; Novais et al., 1999 ; Zubcic et al., 2008 ; Van der Merwe et al., 2002).

Il est absent chez le colley (Ejima et al., 1986).

La variation de fréquence de DEA 1.1 entre 4 races natives de Turquie a été démontrée comme non significative et varie entre 50,0 % à 71,2% (Ergul Ekiz et al., 2011).

2) Autres systèmes

a) DAL

En 2007, un nouveau système et antigène érythrocytaire de surface, nommé DAL a été découvert chez le dalmatien (Blais, 2007). Cet antigène est présent chez 93% des chiens d'autres races (Kisiezlewicz, 2014).

Dans une étude réalisée sur 1130 chiens, 12% des dalmatiens, 42% des dobermans et 57% des shibas inus étaient DAL-, c'est-à-dire présentant des érythrocytes dépourvus de l'antigène de surface DAL (Blais, 2007).

Le déterminisme génétique de l'antigène DAL est un modèle autosomique dominant (Kisiezlewicz, 2014). La présence d'anticorps naturels contre DAL n'a pas été prouvée (Kisiezlewicz, 2014).

La transfusion de sang d'un donneur DAL+ chez un dalmatien ou une autre race pré-sensibilisée par une précédente transfusion, c'est-à-dire ayant développé des anticorps contre DAL, peut provoquer une hémolyse (Kisielewicz, 2014 ; Zaremba et al., 2019). Il n'existe cependant pas à ce jour en pratique de typage disponible (Zaremba et al., 2019).

b) kai1 et kai2

En 2017, deux autres antigènes de surface ont été découverts nommés kai1 et kai2 (Zaremba et al., 2019). Cette découverte suggère qu'une correspondance parfaite entre le sang du donneur et du

receveur semble peu probable à ce jour, d'où l'intérêt de réaliser un cross-match avant transfusion (Zaremba et al., 2019).

3) Alloanticorps naturels et risque d'érythrolyse

a) Rappels immunologiques

Les alloanticorps sont des anticorps produits par des individus différents appartenant à la même espèce (Hohenhaus, 2004).

Deux types d'anticorps peuvent être présents. Les anticorps naturels sont présents depuis la naissance du chiot et sont principalement des IgM produits par les lymphocytes spléniques, pleuraux et péritonéaux et les cellules B marginales de la rate (Hohenhaus, 2004). Leur nombre diminue avec l'âge de l'animal (Hohenhaus, 2004). La production d'autres anticorps nécessite la rencontre d'un antigène spécifique et une réaction immunitaire induisant leur synthèse et ce sont des IgG produites par les lymphocytes des follicules lymphoïdes (Hohenhaus, 2004).

Tous les antigènes érythrocytaires peuvent induire la formation d'anticorps après transfusion chez le receveur (Hohenhaus, 2004).

Les antigènes les plus immunogènes, c'est-à-dire les plus susceptibles d'induire une réaction hémolytique après transfusion chez le receveur sont DEA 1.1, DEA 1.2 et DEA 7 (Kisielewicz, 2014).

Tous les antigènes érythrocytaires peuvent induire la formation d'anticorps après transfusion chez le receveur (Hohenhaus, 2004).

b) DEA 1

DEA 1.1 est l'antigène le plus immunogène et donc le plus à risque de provoquer une hémolyse lors d'une transfusion (Kisielewicz, 2014).

Les chiens n'ont pas d'anticorps naturels contre l'antigène DEA 1.1 (Kisielewicz, 2014).

De ce fait il n'y aura pas d'hémolyse lors de la première transfusion de sang DEA 1.1+ à un chien DEA 1.1 - mais une sensibilisation va être créée. Une sensibilisation d'un receveur DEA 1 négatif par la transfusion d'érythrocytes d'un donneur DEA 1 positif entraîne une production d'anticorps dirigés contre l'antigène DEA 1.

Cette sensibilisation est à l'origine d'une réaction transfusionnelle hémolytique qui peut avoir lieu lors d'une deuxième transfusion avec du sang DEA 1+ (Kisielewicz, 2014).

En cas d'absence de typage du donneur et du receveur, il est donc préférable de donner du sang DEA 1.1- à un chien dont on ne connaît ni le groupe sanguin ni le passé transfusionnel (Kisielewicz, 2014).

c) Autres antigènes

Certains chiens présentent des anticorps naturels dirigés contre DEA 3, DEA 5 et DEA 7 pouvant être à l'origine de réactions transfusionnelles à médiation immunologique souvent faibles ou retardées (Tocci, 2010). Le temps de survie des érythrocytes transfusés est alors réduit (Tocci, 2010).

Chez des chiens préalablement sensibilisés lors d'une première transfusion, la transfusion avec du sang d'un chien DEA 4+ ou DAL+ peut provoquer une réaction transfusionnelle chez les chiens DEA 4- et DAL- (Kisielewicz, 2014).

Les transfusions avec du sang DEA 1.2, DEA 3, DEA 5 ou DEA 7 chez des chiens préalablement sensibilisés ne provoquent pas de réaction hémolytique clinique. Le temps de survie des érythrocytes transfusés peut néanmoins être réduit (Tocci, 2010).

d) Risques

d.1) Transfusion du sang d'un chien DEA 1+ vers un chien DEA 1-

Le risque de sensibilisation à la primotransfusion est seulement théorique et non documenté. Un chien peut donc recevoir une première transfusion sans risque majeur de réaction transfusionnelle (Deschamps, Roux, 2020).

Chez les 15% de chiens possédant des anticorps naturels, les titres ne sont pas suffisants pour déclencher une réaction transfusionnelle (Deschamps, Roux, 2020).

D'après les travaux de Ergul Ekiz et al. en 2011, le risque de sensibiliser un chien DEA 1- après la transfusion avec le sang d'un donneur DEA 1+, c'est-à-dire d'induire la synthèse d'anticorps dirigés contre l'antigène DEA 1 varie entre 14,4% à 35,6%.

Les auteurs préconisent que le sang d'un chien DEA 1+ ne soit uniquement utilisés pour des chiens DEA 1+ et celui d'un chien DEA 1- pour des chiens DEA 1+ et DEA 1- .

Le risque d'une réaction transfusionnelle lors d'une transfusion de sang d'un chien DEA 1+ vers un chien DEA 1 - de la même race varie entre 20 à 25% (Ergul Ekiz et al., 2011).

d.2) Isoérythrolyse néonatale

L'isoérythrolyse néonatale chez le chien est très rare (Blais et al., 2007).

Une femelle DEA 1- sensibilisée lors d'une transfusion avec le sang d'un donneur DEA 1.1+ peut en théorie entraîner une isoérythrolyse chez ses chiots DEA 1+ par la transmission d'anticorps dirigés contre l'antigène DEA 1 (Blais et al., 2007). La gestation ne sensibilise pas les mères aux antigènes érythrocytaires des chiots (Blais et al., 2007).

e) Variation du titre en alloanticorps

Il n'a pas été trouvé à ce jour dans la littérature d'études sur la variation du titre en alloanticorps dirigés contre les antigènes érythrocytaires chez le chien.

4) Méthode de typage sanguin

Un test rapide (QuickTest® par ALVEDIA) utilisant une technique d'immuno-chromatographie est disponible pour le praticien. Après dépôt d'une goutte de sang total juste après prélèvement, les érythrocytes migrent sur la membrane et des anticorps monoclonaux se fixent aux antigènes érythrocytaires. Le test permet d'identifier si le chien est DEA 1+ en cas de présence de deux bandes sur le test, ou DEA 1- si seule la bande correspondante au contrôle est présente à la lecture.

5) Méthodes de détermination de compatibilité entre donneur et receveur

a) Test d'agglutination croisé ou Crossmatch

Un cross-match met en présence le plasma du donneur ou du receveur avec le sang du donneur ou receveur afin de vérifier la présence ou l'absence d'anticorps contre un antigène érythrocytaire sanguin et de prévenir une hémolyse post-transfusionnelle (Tocci, 2010).

Un cross-match est recommandé :

- si le passé transfusionnel du chien est inconnu
- en cas d'une réaction hémolytique lors de la première transfusion
- si plus de 3 jours se sont écoulés entre deux transfusions.

Le sang d'un chien DEA 1- n'ayant jamais eu de transfusion sera compatible avec le sang d'un chien DEA 1+. En revanche, si un chien DEA 1- a déjà reçu une transfusion d'un chien DEA 1+, il sera déjà sensibilisé contre l'antigène DEA 1 et une réaction hémolytique peut avoir lieu dans le cas d'une seconde transfusion avec du sang DEA 1+ (Tocci, 2010).

Un crossmatch majeur met en présence le plasma du receveur et les érythrocytes du donneur. Il révèle la présence d'anticorps chez le receveur. Il est très important car en cas de présence d'anticorps chez le receveur dirigés contre les antigènes érythrocytaires du donneur, toutes les hématies transfusées seront détruites (Tocci, 2010).

Un crossmatch mineur met en présence le plasma du donneur et les érythrocytes du receveur. Il révèle la présence d'anticorps chez le donneur. Il n'est pas indiqué lors de la transfusion de concentrés d'érythrocytes. Le plasma du donneur peut contenir des anticorps naturels contre d'autres groupes sanguins. Il est moins important car en cas de présence d'anticorps chez le donneur dirigés contre les antigènes érythrocytaires du receveur, des érythrocytes du receveur peuvent être détruites, mais en faible quantité en raison de la faible quantité de plasma transfusé (Tocci, 2010).

Pour les deux cross match, si une agglutination ou une hémolyse sont observées, alors le donneur et le receveur sont incompatibles et la transfusion ne doit pas être réalisée (Tocci, 2010).

On cherche cependant à avoir les deux cross match positifs pour choisir la transfusion (Tocci, 2010).

b) Test de Coombs

Le test de Coombs direct utilise un sérum anti-immunoglobuline où les immunoglobulines se fixent aux anticorps anti IgG, anti IgM et anti C3 fixés en quantité significative à la surface des érythrocytes (1 mL de sang total sur EDTA), entraînant une agglutination (Chabanne, 2004).

Une agglutination est un résultat positif et qui renforce la suspicion d'un mécanisme immunologique, comme pour les anémies hémolytiques auto-immunes (Chabanne, 2004).

Le test de Coombs indirect révèle les auto-anticorps présents dans le sérum du chien à tester et n'est pas utilisé en pratique vétérinaire (Chabanne, 2004).

II – PRINCIPALES INDICATIONS DE LA TRANSFUSION CANINE

La transfusion est indiquée pour restaurer un composant sanguin : les érythrocytes lors d'anémie, les plaquettes lors de thrombopénie ou thrombopathie, le plasma lors d'hypovolémie, et les facteurs de coagulation lors d'intoxication.

Une transfusion n'est pas considérée suffisante pour traiter une hypoalbuminémie (Deschamps, Roux, 2020) : une solution d'albumine est nécessaire.

1) L'anémie

Une transfusion est indiquée afin de restaurer le taux d'érythrocytes sanguins dans le cas :

- d'une hémorragie supérieure à 20% du volume sanguin : traumatique ou lors d'une chirurgie
- d'une hémolyse : parasite, toxique, ou à médiation immune (AHMI)
- d'une anémie sévère non régénérative (défaut de production).

Une anémie est définie par une diminution du taux de l'hémoglobine circulante en dessous de 10 g/L soit un taux d'hématocrite inférieur à 30% (Deschamps, Roux, 2020).

Certaines races sont prédisposées à une AHMI comme les cockers, les labradors, les bichons frisés, les caniches, les spitz finnois, les rottweilers, les bobtails, les setters irlandais, les pinschers nains et les collies (Savary-Bataille, 2002).

L'AHMI peut être héréditaire chez le schnauzer nain (anomalie de la membrane des érythrocytes), le basenji et le west highland white terrier (déficience en pyruvate kinase), l'épagneul breton et le cocker (déficience en phosphofructokinase) ainsi que pour le caniche et le beagle (anémie hémolytique non sphérocytaire) (Savary-Bataille, 2002).

Une anémie peut être qualifiée par trois paramètres :

- son caractère régénératif défini par le taux de réticulocytes
- la taille de l'hématie (VGM) : microcytaire, normocytaire, macrocytaire
- la concentration en hémoglobine (CCMH) : hypochrome, normochrome, macrochrome

2) La thrombopénie

Une transfusion peut être indiquée dans le cadre d'une thrombopénie qui est un trouble de l'hémostase primaire afin d'apporter au patient des plaquettes.

Une thrombopénie peut être causée chez le chien par :

- un défaut de production : thrombopénie auto-immune (erhichiose), syndrome myélodysplasique
- un excès de consommation : CIVD
- une perte de plaquettes : une hémorragie ou des pertes sanguines
- une séquestration : une splénomégalie (piroplasmose)
- une destruction des plaquettes : une thrombocytopenie immunitaire primaire ou secondaire

Une thrombopénie est révélée par la mesure du taux de plaquettes ; seules les thrombopénies à $50.000 / \text{mm}^3$ sont cliniques.

3) Les facteurs de coagulation

Les facteurs de coagulation peuvent être apportés lors d'une transfusion dans le cas de d'une intoxication aux anticoagulants mais ils ne sont pratiquement pas nécessaires car les facteurs vitamines K dépendants se reconstituent en une heure après injection de vitamine K1.

3) Critères pour transfuser

On décide de transfuser dans le cas :

- d'un hématocrite inférieur à 10% (selon l'état euvoémique ou hypovolémique de l'animal)
- d'un taux d'hémoglobine inférieur à 4,5 g/L associé à une thrombopénie marquée.

Dans le cas d'une installation rapide de l'anémie et d'un animal clinique, une transfusion est envisageable dès un hématocrite de 20-25% (Castallanos, 2004).

L'hématocrite peut être augmenté en cas de déshydratation par hémococoncentration ou diminué par hémodilution.

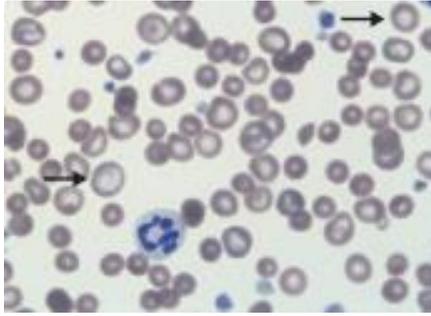
La décision de transfusion est également motivée par l'état clinique de l'animal révélé par la couleur des muqueuses, le temps de remplissage capillaire, la fréquence cardiaque, la qualité du pouls, la fréquence respiratoire, la courbe respiratoire et l'état de conscience.

Les signes cliniques révélateurs d'une anémie sont : un abattement, une pâleur des muqueuses, un TRC diminué, une tachycardie, un souffle anémique (holosystolique, en raison de la diminution de la viscosité sanguine, qui mime le souffle de rétrécissement aortique et occupe toute l'aire précordiale et est proportionnel à l'intensité de l'anémie), et une dyspnée (Castallanos, 2004).

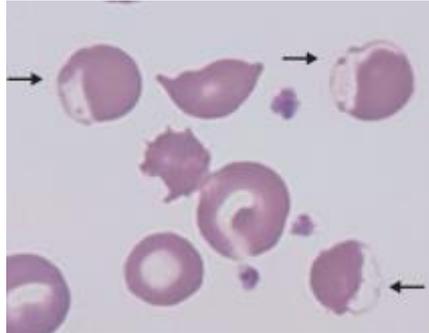
Une hémoglobinurie est le témoin d'une hémolyse intravasculaire (Castallanos, 2004).

4) Frottis sanguin

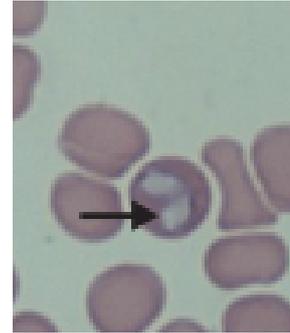
Le frottis sanguin permet de préciser l'anémie, de détecter une thrombocytopénie par comptage plaquettaire ou des anomalies des lignées sanguines ou d'identifier des parasites sanguins.



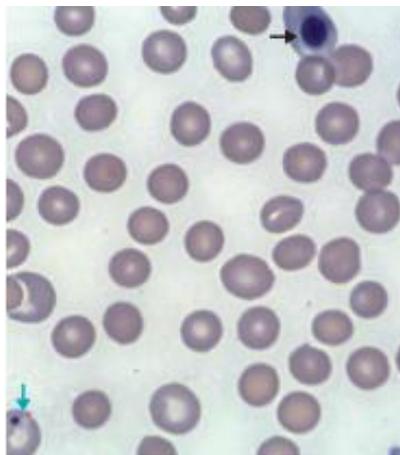
Chien présentant des pertes sanguines intestinales. Hypochromie secondaire à une déficience en fer (*flèches*)



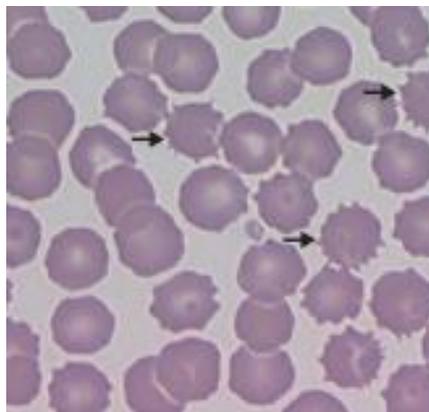
Chien intoxiqué à l'oignon. Eccentrocytes (*flèches*)



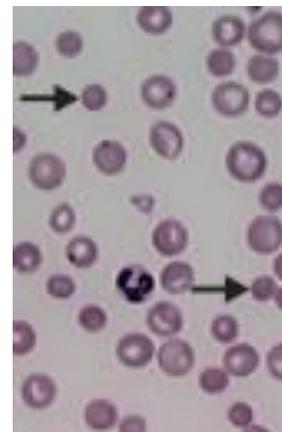
Chien anémié atteint de piroplasmose. Présence de *Babesia canis* (*flèche*)



Anémie régénérative. Présence de corps d'Howell-Jolly (*flèche bleue*) et d'érythroblastes (*flèche noire*).



Chien sain. Les échinocytes sont des artefacts dus à la préparation (*flèche*)



Chien atteint d'AHMI. Nombreux sphérocytes (*flèches*).

Illustration 1 : frottis sanguins de chien au microscope (x 1000) (FMW – St Hyacinthe) (Pouletty, 2010)

III – MODALITES DE LA TRANSFUSION CANINE

1) Choix du donneur

a) Critères

Le donneur est préférentiellement un chien âgé de 1 à 8 ans, pesant plus de 7 kg, en bonne santé, à jour dans sa vaccination et ses antiparasitaires externe et interne, sans traitement en cours (Davidow, 2013). On choisit principalement un chien de grande taille et sans embonpoint pour éviter de prélever un volume sanguin faussement trop élevé. La taille du donneur doit être ajustée au moins à celle du receveur car ce qui peut être prélevé correspond à ce qui doit être transfusé (10 mL/kg environ) (Deschamps, Roux, 2020).

Une analyse sanguine (numération formule et biochimie) est recommandée (Giger, 2014).

Le volume sanguin d'un chien est de 90 mL/kg (Knottenbelt, 1998). Un chien peut donner 10% de son volume sanguin sans répercussion clinique toutes les trois semaines (Giger, 2014). Un animal ne doit pas donner plus de 20% de son volume sanguin, seuil à partir duquel il risque une hypovolémie et une anémie (Knottenbelt, 1998). 20 mL/kg soit 20% du volume sanguin sur environ 30 minutes sont donc un maximum à ne pas dépasser, soit une poche de 500 mL chez un chien de 25 kg (Knottenbelt, 1998).

Le donneur est préférentiellement un chien DEA 1- dans une race avec une prévalence de chiens DEA 1+ faible.

Le sang d'un chien DEA 1- peut être utilisé pour des chiens DEA 1+ et DEA 1-.

Le sang d'un chien DEA 1+ peut être utilisé que pour des chiens DEA 1+ (Davidow, 2013) ; il peut l'être pour des chiens DEA 1.1- mais uniquement pour une primotransfusion.

Le donneur doit avoir un hémocrite voisin de 40% et un taux d'hémoglobine supérieur à 13 g/L (Wardrop et al., 2005). Afin de limiter le risque de transmission d'agents infectieux, un portage asymptomatique pour la piroplasmose (*Babesia canis*) doit être recherché par la lecture d'un frottis sanguin (Wardrop et al., 2016).

b) Donneur universel

Les chiens DEA 1.1-, 1.2-, 3-, 5-, 7- mais DEA 4+ sont des donneurs universels (Iazbik et al., 2010). L'antigène DEA 1.1 étant en pratique l'unique antigène testé, on considère donc qu'un chien DEA 1 négatif est un donneur préférentiel.

2) Prélèvement du sang

a) Prémédication et préparation du donneur

Le prélèvement peut être réalisé sur un animal vigile ou tranquilisé. L'idéal est de faire la transfusion vigile autrement en général le butorphanol en IV est suffisant. L'acépromazine est à proscrire car elle interfère avec la fonction plaquettaire et peut causer une hypotension (Giger, 2014) ; de plus son délai d'action et sa durée d'action sont longs.

b) Prélèvement au sens strict

Le sang est prélevé à la veine jugulaire à l'aide d'un cathéter d'un diamètre de 18 ou 19 Gauges après tonte et désinfection. Un gel anesthésique peut être appliqué. On remplira principalement une poche unique pour éviter une contamination environnementale.

c) Anticoagulants utilisés

Le sang est préférentiellement collecté dans une poche de transfusion plutôt qu'une seringue qui elle ne garantit pas d'une contamination par l'environnement. La poche contient du citrate phosphate dextrose (CPD) (1/7 du volume), du citrate phosphate dextrose adénine (CPDA-1, environ 12% du volume final) ou de l'acide citrate dextrose (ACD). Le citrate phosphate est un anticoagulant tandis que le dextrose et l'adénine sont des nutriments (Kisielewicz, 2014). Le CPD est l'anticoagulant le plus utilisé.

d) Suivi du donneur

Il est recommandé au propriétaire du donneur de donner à boire et à manger à son animal après le don et de le laisser au repos pendant 48 heures.

3) Liste des produits sanguins

a) Sang total frais

Le sang total frais est transfusé dans les 4 à 6 heures suivant son prélèvement après réfrigération.

b) Sang total stocké

Six heures après le prélèvement, le sang prélevé devient du sang total stocké. Il peut être conservé 21 à 28 jours.

c) Concentrés d'érythrocytes

Le sang prélevé est le plus souvent utilisé en sang total frais. Il est cependant possible de séparer les composants sanguins immédiatement après prélèvement par centrifugation pour récupérer uniquement les cellules sanguines après élimination du surnageant constitué par le plasma. Cela nécessite un matériel spécifique, coûteux.

Les concentrés d'érythrocytes contiennent les érythrocytes, les leucocytes, les plaquettes et des facteurs de coagulation (Kisielewicz, 2014). Ils sont indiqués pour les animaux normovolémiques anémiques par manque de production d'érythrocytes ou par hémolyse (Kisielewicz, 2014).

d) Plasma frais congelé

Le plasma frais issu de la centrifugation du sang frais total contient uniquement les protéines plasmatiques dont l'albumine, les globulines, les facteurs de coagulation et les anticoagulants

(Davidow, 2013). Il peut être congelé pendant un an et est indiqué pour les hypovolémies, les coagulopathies, les intoxications aux anticoagulants et les hypoalbuminémies. Son utilisation en cas de CIVD et de pancréatite sévère ne fait pas l'unanimité parmi la communauté scientifique (Kisielewicz, 2014). Son bénéfice lors d'hypoalbuminémie est mineur.

e) Plasma congelé

Après un an de stockage, le plasma frais congelé perd les facteurs de coagulation et devient le plasma congelé, pouvant être conservé quatre ans (Kisielewicz, 2014). Les facteurs dépendant de la vitamine K sont encore actifs. Le plasma congelé est le produit de choix en cas d'intoxications aux anti coagulants (Davidow, 2013). Leur intérêt est cependant relatif car l'administration de vitamine K restaure le temps de Quick en une heure.

f) Cryoprécipités

Les cryoprécipités sont obtenus en conservant les sédiments issus de la centrifugation du plasma frais congelé conservé depuis moins d'un an et décongelé lentement (Davidow, 2013). Les sédiments sont des protéines insolubles dont les facteurs VIII, le facteur de von Willebrandt et le fibrinogène. Le cryoprécipité peut être congelé de nouveau pendant 10 mois. Il est indiqué en cas d'hémophilie de type A ou de déficit en facteur de von Willebrandt (Davidow, 2013). En pratique, les cryoprécipités ne sont pas utilisés pour les transfusions canines.

g) Plasma pauvre en cryoprécipités

Le plasma pauvre en cryoprécipités est le surnageant issue de la centrifugation du plasma frais congelé et peut être recongelé pendant un an. Les facteurs de coagulation non labiles sont encore présents. Il est indiqué pour les intoxications aux anticoagulants (Davidow, 2013).

h) Albumine

Chez l'Homme, l'albumine est extraite du plasma frais congelé et est utilisée en cas d'hypoalbuminémie. Cette pratique n'a pas lieu chez le chien pour qui nous utilisons l'albumine humaine quand il est possible de s'en procurer.

i) Plaquettes

Les plaquettes lyophilisées sont uniquement utilisées pour l'instant en recherche et ont une durée de vie de quelques heures. Elles pourraient être utilisées pour stabiliser temporairement un animal comme lors d'une hémorragie sévère avant une résolution chirurgicale (Davidow, 2013).

4) Stockage des produits sanguins

a) Lésions de stockage

Les lésions de stockage sont à considérer dans le choix du produit sanguin à transfuser car elles diminuent la survie des érythrocytes transfusés après la transfusion.

Lors du stockage, le pH du sanguin diminue progressivement avec l'accumulation d'acide lactique et pyruvique et augmentant l'affinité de l'hémoglobine à l'oxygène. Le sang transfusé stocké libère de ce fait moins d'oxygène pour les tissus du receveur (Kisielewicz, 2014).

La diminution de la quantité d'ATP fragilise également les membranes des érythrocytes à transfuser.

En cas d'hémolyse des érythrocytes transfusés, le receveur risque une hyperkaliémie. La diminution de l'efficacité des pompes Na⁺/K⁺ à la température de stockage entraîne de plus une accumulation de potassium hors des érythrocytes lors du stockage. Des vésicules membranaires pro-inflammatoires et pro-coagulantes et des cytokines s'accumulent également lors du stockage et pourraient avoir un rôle lors des réactions transfusionnelles (Kisielewicz, 2014).

Une étude en 2013 a montré un risque significativement supérieur d'hémolyse chez des chiens transfusés avec du sang frais stocké dans une poche de transfusion dans un réfrigérateur pendant 14 jours qu'avec du sang frais stocké pendant 7 jours (Solomon et al., 2013). A la lueur des nombreuses études en médecine humaine, il est recommandé d'utiliser du sang frais ou un sang frais stocké pendant moins de 21 jours en médecine vétérinaire.

b) Leucoréduction

La leucoréduction permet de diminuer la réponse inflammatoire du receveur et réduit l'hémolyse et les lésions érythrocytaires durant le stockage. Lors de la filtration du sang frais sur un filtre avant réfrigération, les plaquettes et les leucocytes sont éliminés du produit sanguin.

Elle est réalisée en routine en médecine humaine mais rarement en médecine vétérinaire (Kisielewicz, 2014).

5) Préparation des produits sanguins

Le sang total frais est transfusé dans les 4 à 6 heures suivant son prélèvement après réfrigération. S'il n'est pas transfusé immédiatement et réfrigéré, il doit être réchauffé entre 22°C et 37°C au bain Marie avant transfusion (Giger, 2014).

Un produit sanguin trop froid entraîne en effet une diminution de l'affinité de l'oxygène à l'hémoglobine et du pH sanguin et une augmentation de la viscosité sanguine avec chez le receveur un risque de vasoconstriction et de bradycardie (Giger, 2014).

Des pathogènes peuvent être recherchés par PCR dans le cas de préparation de sang réfrigéré sur sang total EDTA pour éviter un risque infectieux lors de la transfusion : *Ehrlichia canis*, *Babesia sp* (Wardrop et al., 2016).

6) Transfusion au receveur

a) Voies d'abord

La voie privilégiée est la voie intraveineuse avec un cathéter de diamètre élevé de 22 ou 23 gauges (Davidow, 2013). On choisit une veine périphérique : céphalique, saphène ou jugulaire. La voie veineuse est facile sur les grands chiens.

La voie intra osseuse peut être envisagée si l'accès veineux n'est pas permis.

La voie intra péritonéale présente elle une absorption lente et une efficacité retardée de la transfusion. Elle est à proscrire pour les situations d'urgence.

La poche de sang est connectée à un set de perfusion avec filtre. En cas de transfusion de sang frais réfrigéré, un filtre de 200 µm peut être utilisé pour bloquer les caillots et débris cellulaires. Une pompe à fluide péristaltique contrôle elle le débit et le volume de sang transfusé.

Il n'est pas recommandé de réchauffer le sang pour ne pas accélérer la dégradation des érythrocytes et la croissance des microorganismes, sauf en cas de transfusions de grands volumes, de débit de transfusion élevé ou d'un receveur en hypothermie (Kisielewicz, 2014). On utilisera dans ce cas un bain Marie avec une eau inférieure à 39°C (Giger, 2014).

b) Quantités administrées

Deux formules sont utilisables dans le cas d'une transfusion de sang total (Davidow, 2013) :

$VT \text{ (mL)} = \text{poids} \times 2 \times (\text{hématocrite désiré} - \text{hématocrite receveur})$

$VT \text{ (mL)} = \text{poids} \times \text{coefficient} \times (\text{hématocrite désiré} - \text{hématocrite receveur}) / \text{hématocrite du donneur}$

VT : volume à transfuser (mL)

Poids : poids du receveur (kg)

Coefficient : 90, représente le volume sanguin du receveur (mL/kg)

Dans le cas des concentrés d'érythrocytes :

$VT \text{ (mL)} = \text{poids animal (kg)} \times (\text{hématocrite désiré} - \text{hématocrite receveur})$

En pratique on transfuse environ 10 mL/kg chez un chien afin de gagner 5 points d'hématocrite. En effet 2 mL/kg apporte 1 point d'hématocrite pour le receveur (Deschamps, Roux, 2020).

c) Rythme d'administration

Le débit de transfusion est choisi en fonction du statut cardiovasculaire, de l'état d'hydratation du receveur et de la sévérité de l'anémie (Kisielewicz, 2014).

Pour un animal stable normovolémique, sans affection cardiaque, le débit de transfusion initial est de 0,5 mL/kg/h (Kisielewicz, 2014). En l'absence de réaction transfusionnelle il peut être augmenté jusqu'à 2 à 10 ou 10 à 20 mL/kg/h (Kisielewicz, 2014).

Un monitoring (fréquence cardiaque, respiratoire, TRC, température, pression artérielle) doit être réalisé toutes les 15 minutes durant la première heure de la transfusion, puis toutes les 30 à 60 minutes. La pression artérielle doit être monitorée lors de la transfusion pour prévenir le risque de surcharge volémique notamment lors de la transfusion d'un produit sanguin contenant de l'albumine.

La transfusion d'une poche de sang frais réfrigéré doit toujours être finie en moins de quatre heures pour limiter toute contamination et croissance bactérienne (Kisielewicz, 2014).

Dans le cas d'une transfusion sanguine massive, la moitié du volume sanguin de l'animal peut être remplacé sur 3 heures et sa totalité sur 24 heures (Kisielewicz, 2014).

On préfère transfuser en moins de 4 heures en raison du risque infectieux présent lorsque l'on traverse la peau et le risque d'inoculer au receveur un Staphylocoque cutané (Deschamps, Roux, 2020). Le débit de transfusion sur 4 heures est de 2,5 mL/kg/heure (Deschamps, Roux, 2020).

7) Conséquences de la transfusion

a) Modification des paramètres

a.1) Paramètres sanguins

Après transfusion de concentrés d'érythrocytes, la viscosité du sang augmente significativement, le taux de plaquettes diminue et l'hématocrite augmente significativement (Weingart, 2004).

Les différences pré et post transfusion de l'hématocrite, du taux de leucocytes et de plaquettes ne sont pas associés avec les changements de tracés de thromboélastogramme c'est-à-dire avec la vitesse à laquelle le caillot se forme par installation de la fibrine) (Brooks, 2020).

a.2) Paramètres cardiaques

La fréquence cardiaque des chiens transfusés diminue après transfusion (Donaldson, 2021).

Les contractions ventriculaires prématurées diminuent de 14 à 25% après transfusion (Donaldson, 2021). La fraction de raccourcissement diminue également. Les diamètres du ventricule gauche en systole et diastole augmentent après transfusion tandis que le diamètre interne du ventricule gauche lors de la systole augmente après transfusion. L'incidence de surcharge volémique ne diminue pas avant et après transfusion (Donaldson, 2021).

b) Durée de vie des hématies

Les hématies transfusées compatibles avec le receveur ont une demi-vie dans le compartiment sanguin d'environ 21 jours. Les hématies incompatibles ont une demi-vie d'environ 12 heures (Castallanos, 2004).

8) Transfusion autologue

Une transfusion autologue consiste en l'administration d'un produit sanguin issu du patient lui-même. Elle permet de limiter le besoin en sang homologue et de diminuer le risque de réaction transfusionnel. En médecine humaine, le sang entier est récupéré, passé sur un séparateur à cellules et transfusé dans les 6 heures suivantes. Seules les cellules sanguines restent, le plasma, les facteurs de la coagulation et les anticoagulants sont retirés. En médecine vétérinaire, on transfuse le sang comme s'il avait été prélevé dans une veine.

Une transfusion hétérologue se définit elle comme l'administration d'un produit sanguin issu d'un donneur de la même espèce. Une xénotransfusion consiste en l'administration d'un produit sanguin d'une espèce différente.

a) Don autologue pré-opératoire

Le don a lieu dans les jours précédents une chirurgie où le risque hémorragique est élevé. Le sang est réfrigéré et sera administré lors de la chirurgie si nécessaire. Il existe cependant un risque de lésions de stockage et de contamination (Kellet-Gregory, 2013).

b) Hémodilution normovolémique per-opératoire

Le don autologue peut avoir lieu non pas plusieurs jours avant la chirurgie mais après la phase d'induction de l'anesthésie au bloc. La perte volumique sanguine causée par le don est ensuite immédiatement corrigée avec un fluide cristalloïde.

La poche de transfusion est conservée dans le bloc à la température du bloc et pourra être utilisée en cas d'hémorragie per-opératoire. Les avantages de cette technique sont l'utilisation de sang frais avec peu de lésions de stockage et la diminution du nombre d'unités de sang homologue à utiliser (Segal et al., 2004).

c) Indications

c.1) Risque hémorragique élevé

Les chirurgies associées à un risque hémorragique élevé sont les chirurgies majeures étendues comme les mammectomies, les chirurgies orthopédiques, cardiaque, les splénectomies ou les chirurgies de l'appareil urinaire.

Le risque hémorragique est augmenté dans le cas d'une thrombopénie ou un déficit de l'hémostase primaire ou des facteurs de coagulation.

c.2) Hémorragie cavitaire importante

En cas d'hémorragie cavitaire importante, le sang présent dans une cavité peut être récupéré, filtré et transfusé de nouveau à l'animal.

Cette technique ne doit pas être réalisée en cas de stagnation du sang dans la cavité supérieure à une heure ou en cas de contamination du sang par des agents infectieux (Hirst, 2012).

Le sang ne doit également pas être récupéré pour autotransfusion s'il est d'origine tumorale (Hirst, 2012).

9) Xénotransfusion chez le chien

a) Donneur félin

Si les xénotransfusions de sang de chien à un chat sont réalisées couramment, les transfusions de sang de chat à un chien n'ont jamais été documentées ni ne sont réalisées en pratique en raison du volume sanguin félin plus faible que d'autres espèces et de la sédation souvent nécessaire pour le don (Boyens et al., 2013).

b) Oxyglobin® : hémoglobine purifiée bovine

La xénotransfusion d'Oxyglobin® purifiée d'origine bovine est étudiée depuis 15 ans chez les chiens et chats anémiés est indiquée uniquement pour les anémies. Elle peut être utilisée en cas d'absence d'un donneur compatible ou de produit sanguin disponible.

Le taux d'hémoglobine post transfusion augmente significativement mais sur un court terme car 95% de l'Oxyglobin® transfusé est éliminée du compartiment vasculaire en 5 à 9 jours (Weingart et al, 2008).

La xénotransfusion d'Oxyglobin® purifiée est à proscrire chez les chiens cardiaques en raison d'une augmentation de la pression artérielle post transfusion (Weingart et al, 2008). Elle interfère aussi avec les tests biochimiques utilisant la colorimétrie ou spectrophotométrie (Weingart et al, 2008).

L'Oxyglobin® n'est plus commercialisée désormais.

IV – RISQUES TRANSFUSIONNELS

Les réactions transfusionnelles sont observées dans 8 à 13% des transfusions de concentrés érythrocytaires chez le chien jusqu'à 48 heures post-transfusion (Corlouer, 2001). Une étude sur 132 chiens en 1989 a reporté une incidence de 13% de réactions transfusionnelles (Kerl et al., 1989).

Les réactions transfusionnelles sont rarement graves chez le chien. Les réactions les plus fréquentes sont une surcharge volémique et une réaction fébrile non hémolytique (Harrell et al., 1995). La transfusion doit aussitôt être interrompue, au moins temporairement.

1) Réactions transfusionnelles non immunologiques

Des réactions transfusionnelles peuvent survenir lors de transfusion de sang compatible entre donneur et receveur.

a) Surcharge volémique

Les produits sanguins contenant de l'albumine comme le sang frais total possèdent un pouvoir oncotique fort pouvant entraîner une surcharge volémique per ou post transfusion. Elle se traduit par des crépitements pulmonaires, une tachypnée, une dyspnée et des signes de cyanose (Harrell et al., 1995). En cas d'œdème pulmonaire, des lignes B sont visibles à l'échographie. Dès suspicion d'une surcharge volémique, la transfusion doit être interrompue et l'animal mis sous oxygène et diurétique (Harrell et al., 1995). L'auscultation pulmonaire et la mesure de la pression artérielle sont donc très importantes durant la transfusion.

Ce risque est accru chez les chats présentant une maladie cardiaque ou rénale (Tocci, 2010).

A l'inverse, on préférera l'utilisation de produits sanguins contenant de l'albumine pour des chats hypotendus ou présentant des œdèmes (Corlouer, 2001).

b) Réaction fébrile non hémolytique

La réaction fébrile non hémolytique est une élévation de 1 à 2°C de la température jusqu'à les 1 à 2 heures post transfusion (Harrell et al., 1995). Elle peut être systématique mais aussi indicatrice de réactions plus sévères comme la transmission d'un agent infectieux ou une hémolyse (Harrell et al., 1995). La transfusion doit être ralentie (Knottenbelt, 1998) et un AINS peut être administré (Tocci, 2010).

c) Réaction hémolytique aigüe sans médiation immune

Une hémolyse sans médiation immune peut être thermique lors d'un produit sanguin préalablement réchauffé (Tocci, 2010). Elle peut être mécanique lors d'usage d'aiguilles trop fines ou osmotique en cas d'administration d'une perfusion hypotonique ou de médicaments (Tocci, 2010).

d) Risque infectieux et sepsis

En l'absence de dépistage le donneur peut être porteur du virus du FIV ou FeLV, de la toxoplasmose, de l'hémobartonellose ou de la PIF et ainsi transmettre ces agents infectieux au receveur (Wardrop et al., 2016). Le produit sanguin peut également être contaminé au niveau du site de prélèvement ou de transfusion (Wardrop et al., 2016).

En cas de suspicion de sepsis, qui peut être se traduire par une réaction fébrile, la transfusion doit être arrêtée et une antibiothérapie administrée. Une coloration de Gram ou culture bactériologique doit être réalisée sur le produit sanguin et sur le sang du receveur (Tocci, 2010). Les bactéries les plus souvent identifiées sont *Pseudomonas sp.*, *Citrobacter sp.* et *Yersinia sp* (Wardrop et al., 2016).

e) Hypocalcémie

Le citrate présent dans la poche à perfusion se lie avec le calcium et le magnésium ionisés du receveur et peut entraîner une hypocalcémie et une hypomagnésémie par chélation en cas de transfusion massive. Elles se traduisent par des trémulations musculaires, de la nervosité ou une tétanie. Du gluconate de calcium en IV lente doit être administré (Harrell et al., 1995). La calcémie et la magnésémie se normalisent rapidement lorsque le citrate est métabolisé par le foie, la demi-vie du citrate étant de 30 minutes. Le risque d'hypocalcémie est donc accru chez les insuffisants hépatiques (Harrell et al., 1995).

f) Vomissements

Une transfusion trop rapide ou un repas pré-transfusion peuvent entraîner des vomissements per-transfusion (Corlouer, 2001).

g) Hypersensibilité de type I

L'hypersensibilité de type I est une réaction allergique causée par la fixation des IgE présentes sur les mastocytes du receveur sur les éléments du plasma du donneur, entraînant une activation des mastocytes et une libération d'histamine (Tocci, 2010).

Une réaction modérée est caractérisée par un rash cutané, du prurit ou un érythème. La transfusion doit être interrompue jusqu'à résolution des signes. Un antihistaminique est administré en cas de rash cutané. Une injection de diphenhydramine à 2 mg/kg IM ou de dexaméthasone à 0,5-1,0 mg/kg IM ou IV est réalisée si l'animal présente d'autres signes (Harrell et al., 1995).

Une réaction sévère est caractérisée par une bronchoconstriction, une dyspnée, une hypotension et un choc sévère. La transfusion doit être définitivement arrêtée. Une injection de dexaméthasone à 4-6 mg/kg IM ou IV est réalisée et l'animal mis sous perfusion et oxygénothérapie. De l'épinéphrine à 0,01 mg/kg IV peut être administré (Harrell et al., 1995).

Le risque d'hypersensibilité de type I peut être diminué avec une administration de diphenhydramine à la dose de 2-4 mg/kg SC ou IM quinze à vingt minutes avant la transfusion (Harrell et al., 1995).

h) Lésions pulmonaires transfusionnelles

En médecine humaine, les lésions pulmonaires transfusionnelles (TRALI) constituent la première cause de mortalité avec une incidence de 25% (Thomovsky et al., 2014). Elles se traduisent par un œdème pulmonaire sévère non cardiogénique dans les six heures post transfusion, une tachypnée, une dyspnée, une cyanose, une tachycardie, une hypotension et une hyperthermie (Tocci, 2010).

Elles sont surtout associées à de la transfusion de plasma de femmes ayant enfanté. L'incidence de chiennes donneuses de sang ayant déjà eu une gestation est en revanche très faible (Davidow, 2013). Une leucoréduction réduit l'incidence des lésions pulmonaires transfusionnelles de 83% (Blumberg et al., 2010).

Elles seraient dues à une accumulation de neutrophiles au niveau des poumons post transfusion qui en libérant des oxydases et protéases endommagent l'endothélium des vaisseaux pulmonaires et augmente leur perméabilité (Looney et al., 2006 ; Tocci, 2010)). Une condition médicale sous-jacente, responsable de l'activation des neutrophiles ainsi que la présence de lipides ou cytokines pro inflammatoires sont supposés aussi nécessaires (Silliman, 2003).

En cas de signes, une supplémentation en oxygène suffit, et au besoin une ventilation mécanique ou la mise en place d'une perfusion. Elles sont auto-limitantes (Tocci, 2010).

D'après une étude sur 54 chiens en 2014 l'incidence des TRALI reporté était de 3,7% soit significativement moins qu'en transfusion humaine (Thomovsky et al., 2014). Le sang artériel a été analysé 12 heures avant la transfusion et pré-transfusion ainsi que 24 et 48 heures post transfusion. Des radiographies thoraciques et des échocardiographies ont également été réalisées (Thomovsky et al., 2014).

2) Réactions transfusionnelles à médiation immune

a) Réaction hémolytique aigue

Une réaction hémolytique aigue est causée par la reconnaissance des antigènes érythrocytaires des érythrocytes transfusés par les cellules B de la rate comment appartenant au « non soit » (Wilkerson et al. 1991a ; Patel, 2018).

Cette reconnaissance induit la production d'anticorps de classe IgG et IgM dirigés contre les antigènes érythrocytaires (Wilkerson et al. 1991a ; Patel, 2018).

Les cellules B de la rate migrent vers les nœuds lymphatiques et y activent les lymphocytes T CD4+ ainsi que les lymphocytes B folliculaires qui vont eux aussi produire des anticorps dirigés contre les antigènes érythrocytaires des érythrocytes transfusés (Patel, 2018).

L'hémolyse peut-être intravasculaire et/ou extravasculaire (Tocci, 2010).

Une hémolyse intravasculaire est induite par la fixation et l'activation du complément après la fixation des IgM dirigés contre les antigènes érythrocytaires sur la surface des érythrocytes transfusés (Tocci, 2010).

L'hémolyse intravasculaire entraîne une hémoglobinémie, une hémoglobinurie et une hypotension due à la libération d'histamine, de sérotonine et de prostaglandines (Tocci, 2010). Elle entraîne également une ischémie rénale à l'origine d'une insuffisance rénale aigüe et une CIVD (Tocci, 2010).

Une hémolyse extravasculaire est induite par la fixation des IgG sur la surface des érythrocytes transfusés, qui vont ensuite quitter la circulation sanguine et se lier aux macrophages avant d'être phagocytés dans le foie ou dans la rate (Tocci, 2010). Les cellules Natural Killer entraînent également une apoptose et une hémolyse des érythrocytes transfusés en libérant de la perforine et de la granzyme (Tocci, 2010).

Une hémolyse extravasculaire entraîne un ictère (Tocci, 2010).

Un état de choc peut s'installer après la libération de sérotonine et d'histamine par les plaquettes suite à l'activation antigénique et par les mastocytes suite à la stimulation par les anaphylatoxines et par la bradykinine après activation du facteur Hageman (Tocci, 2010).

L'augmentation de la perméabilité capillaire et la vasodilatation artérielle résultantes entraînent une hypotension systémique (Tocci, 2010).

Les catécholamines libérées entraînent elles une vasoconstriction rénale, intestinale, pulmonaire et cutanée (Tocci, 2010). L'ischémie et l'hyperperfusion rénale résultante se manifeste par une hyperthermie, de la salivation, des tremblements voire des convulsions, une tachycardie, une dyspnée et parfois des vomissements (Tocci, 2010).

b) Prise en charge d'une réaction hémolytique aigüe

En cas de suspicion d'une réaction hémolytique aigüe la transfusion doit être aussitôt arrêtée.

L'animal est mis sous perfusion de cristalloïdes ou de colloïdes afin de corriger l'hypotension induite par la réaction hémolytique aigüe et de maintenir une bonne perfusion rénale (Harrell et al., 1995).

Une injection d'épinéphrine peut être réalisée en cas d'hypotension sévère. Du furosémide à 1-2 mg/kg ou une dose faible de dopamine à moins de 5 mg/kg/min sous surveillance peut être administrée pour améliorer la perfusion rénale corticale (Harrell et al., 1995). De l'héparine à 50-100 U/kg SC peut être administrée 3 fois par jour. Un cathéter urinaire peut être placé pour obtenir un débit urinaire supérieur à 3 mL/kg (Harrell et al., 1995).

Certains auteurs recommandent des doses élevées de corticoïdes (Brecher et al., 1991).

L'administration de plasma congelé frais ou de cryoprécipités est proscrit car il risque d'aggraver l'hémolyse (Harell et al., 1995). La pression artérielle, le rythme cardiaque et l'état d'hydratation sont à surveiller de près. Une auscultation cardio-respiratoire complète est à réaliser (Harell et al., 1995).

Une évaluation de la formule rouge, des temps de coagulation, des électrolytes sanguins, de l'urémie et de la créatinémie ainsi qu'une analyse urinaire sont également à réaliser (Harell et al., 1995).

Une hémolyse mécanique ou thermique ou une contamination bactérienne doivent toujours être écartées. Pour confirmer le caractère immunologique de l'hémolyse le sang du donneur doit être testé avec le sang du receveur avec un test de Coombs et un crossmatch (Harell et al., 1995).

c) Hémolyse retardée

Une hémolyse retardée se traduit par une chute de l'hématocrite, une hyperthermie, une anorexie et un ictère 3 à 5 jours après la transfusion, jusqu'à 21 jours post transfusion (Harell et al., 1995).

En cas d'hémolyse retardée, un test de Coombs sera positif (Harell et al., 1995).

Le traitement est symptomatique. Une nouvelle transfusion avec un donneur différent est souvent nécessaire (Harell et al., 1995).

3) Transfusions sanguines massives

Les transfusions sanguines massives comprennent (Kisielewicz, 2014 ; Jutkowitz, 2014) :

- la transfusion du volume sanguin complet de l'animal sur 24 heures
- la transfusion de la moitié du volume sanguin de l'animal sur 3 à 4 heures
- la transfusion d'un produit sanguin au débit de 1,5 mL/kg/min sur 20 minutes (Kisielewicz, 2014).

S'additionnant aux complications propres à toutes les transfusions évoquées plus haut, d'autres complications spécifiques aux transfusions massives peuvent se présenter (Jutkowitz, 2014).

Le risque d'hypocalcémie étant plus important lors d'une transfusion massive, la chélation du calcium par le citrate doit être compensée par un apport en calcium exogène.

a) Complications spécifiques aux transfusions massives

a.1) Hyperkaliémie et acidose métabolique

Une hyperkaliémie est possible en raison de l'accumulation de potassium hors des érythrocytes lors du stockage du produit sanguin. La plupart des chiens ont peu de potassium dans leurs érythrocytes à l'exception des akita et shiba inu (Jutkowitz et al., 2002).

Néanmoins la transfusion couplée aux dommages tissulaires ayant déjà entraîné un relargage extracellulaire de potassium et à une éventuelle acidose métabolique ou hémolyse du produit sanguin lors du stockage invite à ne pas sous-estimer le risque d'hyperkaliémie (Jutkowitz et al.,

2002). Les signes d'hyperkaliémie sont une hypotension, des tremblements, une arythmie cardiaque et un intervalle Q-T augmenté (Jutkowitz et al, 2002)

La production d'acide pyruvique et de lactates durant le stockage du produit sanguin peut également entraîner une acidose métabolique lors d'une transfusion massive (Jutkowitz, 2014).

a.2) Thrombocytopénie et augmentation des temps de coagulation

La transfusion massive d'un produit sanguin, notamment stocké, contenant peu ou pas de plaquettes peut entraîner une thrombocytopénie par dilution et une augmentation des temps de coagulation par dilution des facteurs de coagulation (Jutkowitz, 2014). Une transfusion de plasma peut être réalisée (Jutkowitz, 2014).

a.3) Hypothermie

La transfusion d'un grand volume de produit sanguin encore froid peut entraîner une hypothermie (Tocci, 2010). Le produit sanguin peut être réchauffé avec un bain Marie (Tocci, 2010).

a.4) Immunosuppression

Les leucocytes du donneur auraient un effet immunosuppresseur chez le receveur (Jutkowitz, 2014). Une diminution de la fonction phagocytaire, de la présentation d'antigènes par les macrophages et de l'activité des cellules Natural Killer est également possible (Grzelak, 1998 ; Jutkowitz, 2014).

b) Prise en charge

Des mesures de réchauffement doivent être prévues pour prévenir l'hypothermie (Jutkowitz, 2014). Une anesthésie risquant d'aggraver l'hypothermie, une chirurgie suite à une transfusion massive ne doit être réalisée que si elle est nécessaire vitalement (Jutkowitz, 2014).

Les électrolytes, le pH sanguin, le taux de plaquettaire et les temps de coagulation sont à évaluer avant et après transfusion (Jutkowitz, 2014).

4) Monitoring lors d'une transfusion

Avant toute transfusion un examen clinique complet de l'animal doit être réalisé. L'hématocrite et les protéines totales doivent aussi au minimum être mesurés.

Le monitoring doit ensuite être réalisé 5 minutes après le début de la transfusion puis toutes les 15 minutes durant la première heure. Un monitoring toutes les 30 à 60 minutes est ensuite suffisant. L'état de conscience, la couleur des muqueuses, le TRC, la qualité du pouls, la température, la pression sanguine ainsi qu'une auscultation cardio respiratoire complète doivent être réalisées lors de chaque évaluation. Une dernière évaluation doit être réalisée à la fin de la transfusion (McMichael, 2014).

DEUXIÈME PARTIE – La transfusion chez le chat – Rappels bibliographiques

I – SYSTEMES SANGUINS FELINS

1) Système A/B/AB

a) Historique

L'existence d'un système sanguin chez le chat fut découverte expérimentalement par Ingebrigtsen R. en 1912.

En 1950 Holmes en donne une première définition en proposant l'existence de deux groupes : le groupe EF, porté par 97% de la population des chats de Manchester, et le groupe O porté par les 3% des chats restants qui présentent des anticorps dirigés contre l'antigène EF. En 1962, Eyquem A. renomme le groupe EF groupe A, correspondant à 85% de la population des chats de Paris, et le groupe O le groupe B, correspondant aux 15% restants.

C'est en 1981 qu'Auer L. et Bell K. confirment l'existence des deux antigènes A et B et de trois groupes sanguins : le groupe A avec portage unique de l'antigène A, le groupe B avec portage unique de l'antigène B et le groupe AB avec portage des deux antigènes A et B sur la membrane érythrocytaire. Ces antigènes, à la différence des antigènes érythrocytaires canins qui sont des polysaccharides, sont des disialogangliosides (Griot-Wenk et al., 1996).

b) Groupes sanguins

En 1981, les recherches d'Auer L. et Bell K. en 1981 soulèvent l'hypothèse d'un déterminisme génétique en proposant l'existence de deux versions alléliques d'un même gène, A et B. Elles proposent la dominance de l'allèle A sur l'allèle B. En 1991, les travaux de Giger U et al. établissent définitivement le déterminisme génétique actuellement admis pour le système A/B/AB avec l'hypothèse d'un troisième allèle AB récessif par rapport à A mais dominant sur B. En 2007, Bighignoli B. identifie avec certitude la mutation correspondante à l'allèle AB et prouve la présence et l'ordre de dominance de trois versions alléliques d'un même gène : l'allèle A, l'allèle B et l'allèle AB.

L'allèle A est dominant sur l'allèle AB qui lui-même est dominant sur l'allèle B. On a l'ordre de dominance suivant : $A > AB > B$.

L'allèle A est dominant sur l'allèle B. De ce fait un individu hétérozygote A/B ou hétérozygote A/AB n'exprimera que l'antigène A sur la surface de ces érythrocytes.

Les chats du groupe A ont des érythrocytes portant l'antigène A. Ils peuvent être homozygotes A/A ou hétérozygotes A/AB ou hétérozygotes A/B.

Les chats du groupe B ont des érythrocytes portant l'antigène B. Ils sont homozygotes B/B.

Les chats du groupe AB ont des érythrocytes portant l'antigène A et l'antigène B. Ils peuvent être homozygotes AB/AB ou hétérozygotes AB/B.

Un groupe O où les individus ne posséderaient ni l'antigène A ni l'antigène B sur leurs membranes érythrocytaires n'a pas été décrit.

c) Prévalence des groupes sanguins

c.1) Géographie

Le groupe A est le groupe le plus représenté dans la population féline mondiale. La prévalence du groupe B est inférieure à 20% et la prévalence du groupe AB est très faible. En Amérique du Nord, la prévalence du groupe AB est de 0,14%. Aux Etats-Unis, 99% des chats sont dans le groupe A (Giger et al., 1991a).

En France une étude a été réalisée en 1962, identifiant avec la nouvelle nomenclature 85% de la population des chats parisiens de groupe A et 15% de groupe B (Eyquem et al., 1962). Aujourd'hui, la prévalence du groupe B en France est toujours de 15%.

Au Royaume-Uni, sur une étude sur 139 chats sans pedigree en 1999, 87,1% était de groupe A, 7,9% de groupe B et 5,0% de groupe AB. Sur un échantillon de 207 chats de race, 54,6% était de groupe A, 40,1% était de groupe B et 5,3% de groupe AB (Knottenbelt et al., 1999).

En Grèce et en Turquie, la prévalence du groupe B d'environ 20% est relativement supérieure à la moyenne des autres pays mais elle peut s'expliquer par la présence des races Turc Van ou Angora (Mylonakis et al., 2001 ; Arikan. et al., 2003).

c.2) Race

La prévalence du groupe B varie de 11% à 40% dans les différentes races et est très bien documentée (Giger et al., 1991 ; Arikan et al., 2009, 2004 ; Malik et al., 2005). Ces chiffres restent à prendre avec précaution et ne remplacent pas l'intérêt d'un groupage sanguin du receveur et du donneur avant une transfusion.

Le british shorthair, le devon rex, le turc van et l'angora sont les races avec la prévalence la plus élevée du groupe B : 40% et 60% des chats de ces races sont de groupe B (Giger et al., 1991a ; Knottenbelt et al., 1999).

La majorité des races comme par exemple le chartreux, l'abyssin, le persan, le sphynx présentent une prévalence du groupe B d'environ 20%. D'autres races ont une prévalence plus faible, comme 7% chez le norvégien, 2% chez le maine coon, et de moins de 3% chez le burmese (Giger et Casal, 1997).

Les groupes B et AB n'ont pas été identifiés chez le siamois, ou chez des races apparentées mais sur des échantillons de population plus faibles comme l'oriental shorthair et le tonkinois (Giger et al., 1991 ; Giger et Casal, 1997).

2) Système MIK

a) Historique

En 2007 la présence d'alloanticorps contre un nouvel antigène érythrocytaire a été découverte chez trois chats sans passé transfusionnel du groupe A. Le premier des quatre chats s'appelait Mike d'où le nom choisi pour le nouveau système : « système Mik » (Weinstein N et al., 2007).

Le plasma du quatrième chat était incompatible avec les érythrocytes d'un donneur de greffe A mais compatible avec les érythrocytes des trois autres chats considérés « Mik négatif ».

Cependant les hématies de ce quatrième chat étaient en revanche incompatibles avec le plasma des trois chats « Mik négatif » suggérant la présence d'anticorps dirigés contre les érythrocytes du quatrième chat.

L'agglutination lorsque les érythrocytes du quatrième chat étaient en mises en présence du plasma des trois autres était variable selon les 3 donneurs. Le titre en anticorps anti Mik serait donc variable selon les individus (Weinstein N et al, 2007).

Le quatrième chat a également développé une réaction hémolytique et un rejet de greffe du donneur A et est décédé 2 semaines après la transplantation. Un nouvel antigène érythrocytaire a dont été mis en évidence (Weinstein N et al, 2007).

Les chats ne possédant pas l'antigène inconnu nommé Mik possèdent donc des anticorps naturels dirigés contre cet antigène. Ces anticorps ont été identifiés et sont de classe IgM et IgG (Weinstein N et al, 2007).

b) Application aux transfusions

Les alloanticorps naturels produits par les chats pourraient entraîner une réaction hémolytique aigüe chez le receveur en cas de transfusion à un chat possédant des antigènes érythrocytaires Mik (Weinstein N et al, 2007). Par analogie avec le groupe Y décrit par R. Marin en 2003, environ 4% de la population féline possèderaient des anticorps dirigés contre Mik.

Ce nouveau système pourrait entraîner des faux positifs ou négatifs lors des crossmatches (Marin, 2003).

3) Alloanticorps naturels et risque d'érythrolyse

Les alloanticorps sont des glycoprotéines qui vont se lier à l'antigène présent sur la membrane érythrocytaire et entraîner une agglutination ou une hémolyse.

a) Chats de groupe A

35% des chats de groupe A présentent des anticorps naturels contre l'antigène B mais à des titres généralement trop faibles pour induire une réaction transfusionnelle grave en cas de transfusion du sang de groupe B à un chat de groupe A (Knottenbelt, 2002).

b) Chats de groupe B

Tous les chats du groupe B possèdent des anticorps naturels contre l'antigène A, dont 70% à des titres susceptibles d'induire une réaction transfusionnelle grave ou une diminution de la survie des

hématies transfusées en cas de transfusion du sang d'un chat de groupe A à un chat de groupe B (Knottenbelt, 2002).

c) Chats du groupe AB

Les chats du groupe AB ne présentent pas d'anticorps naturels dirigés contre l'antigène A ou B (Knottenbelt, 2002).

d) Risques

d.1) Transfusion du sang d'un chat de groupe A vers un chat de groupe B

Lors d'une transfusion d'érythrocytes de groupe A chez un chat de groupe B, une réaction hémolytique aigüe risque de détruire les érythrocytes du groupe A transfusés. Le risque est élevé car 70% des chats du groupe B possèdent un titre en anticorps suffisamment élevé pour induire une hémolyse (Knottenbelt, 2002).

d.2) Hémolyse néonatale (érythrolyse)

Lorsqu'une mère de groupe B a des chatons de groupe A, les anticorps naturels de la mère dirigés contre l'antigène A sont transmis via le colostrum à la naissance et détruisent les érythrocytes du chaton (Casal et al., 1996). La prise en charge et les signes cliniques des chatons sont détaillés plus bas dans la partie sur les indications de transfusion féline.

e) Variations du titre en alloanticorps

Le titre en alloanticorps naturels ne varie pas en fonction de la race du chat ou le sexe. Des fluctuations saisonnières ont été identifiées pour un même individu (Auer et Bell, 1981).

Chez les chatons, le taux d'anticorps maternels transmis via le colostrum diminue progressivement tandis que la synthèse endogène d'anticorps débute vers 6 à 8 semaines d'âge.

Chez les chatons de groupe B, les anticorps anti A apparaissent plus tôt que les anticorps anti B pour les chatons de groupe A, avec à 6 semaines un titre en anticorps dirigés contre l'antigène A six fois supérieur à celui des anticorps dirigés contre l'antigène B chez les chatons de groupe A.

Deux tiers des chatons âgés de 4 à 8 semaines ont des anticorps anti A tandis qu'à 8 semaines, les chatons de groupe A ont des titres encore trop faibles d'anticorps de groupe B (Auer et Bell, 1981).

4) Méthodes de typage sanguin

a) Technique par agglutination

Du sang total ou une suspension d'érythrocytes obtenus après centrifugation et rinçage avec du NaCl 0,9% est mise sur une lame ou dans un tube sec.

Pour identifier les érythrocytes du groupe A, les érythrocytes sont mis en présence de sérum de chat de groupe B. Une agglutination est observée si des érythrocytes présentant sur leur membrane des antigènes A sont présents (Knottenbelt C et al., 1999a).

Pour identifier les érythrocytes du groupe B, les érythrocytes sont mis en présence de lectine de *Triticum vulgaris*. Les sérums de chat de groupe A ne sont pas utilisés car ils ne contiennent pas systématiquement un titre suffisant en alloanticorps dirigés contre l'antigène B. Une agglutination est observée si des érythrocytes présentant sur leur membrane des antigènes B sont présents (Knottenbelt C et al., 1999a).

Une agglutination est considérée comme un résultat positif.

En cas de résultat positif avec les deux réactifs, le chat est de groupe AB (Knottenbelt et al., 1999a).

Un test rapide (QuickTest par ALVEDIA) utilisant une technique d'immuno-chromatographie est disponible pour le praticien. Il permet d'identifier si le chat est de groupe A, B ou AB après migration des érythrocytes et fixation d'anticorps monoclonaux spécifiques des antigènes A et B présent dans le test sur les antigènes érythrocytaires présents (Knottenbelt et al., 1999a).



Illustration 2 : Test rapide de typage sanguin chez le chat au service d'urgences – soins intensifs d'ONIRIS

b) Back-typing

Le back-typing permet d'identifier les alloanticorps présents dans le sérum des chats.

Le sérum du chat à tester est mis en présence d'érythrocytes de groupe A ou B. En cas d'agglutination (gradée de 0 à 4+), le sérum contient des alloanticorps dirigés contre l'antigène A ou B testé (Butler et al., 1991).

Aucune agglutination n'est observée pour les chats de groupe AB (Butler et al., 1991).

c) Kit ADN

Certains laboratoires recherchent l'allèle B dans le génôme du chat à tester afin de réaliser un groupage sanguin et d'éviter la reproduction entre une femelle de groupe B et un mâle de groupe A pouvant résulter en une érythrolyse néonatale.

5) Méthodes de détermination de compatibilité entre donneur et receveur

a) Test d'agglutination croisée ou Crossmatch

La méthode et les objectifs du Crossmatch chez le chat sont les même que celles évoquées chez le chien dans la première partie et permet d'identifier la compatibilité entre le receveur et le donneur.

b) Test de Coombs

La méthode et les objectifs du test de Coombs chez le chat sont les même que celles évoquées chez le chien dans la première partie.

II – PRINCIPALES INDICATIONS DE LA TRANSFUSION FELINE

La transfusion est indiquée pour restaurer un composant sanguin : les érythrocytes, les plaquettes, le plasma lors d'hypovolémie, et les facteurs de coagulation lors d'intoxication.

Une transfusion n'est pas considérée comme indiquée en cas d'hypoalbuminémie (Deschamps, Roux, 2020).

1) L'anémie

a) Principales causes

Une transfusion est indiquée afin de restaurer le taux d'érythrocytes sanguins dans le cas :

- d'une hémorragie supérieure à 20% du volume sanguin : traumatique ou lors d'une chirurgie, rupture d'un hémangiosarcome, affection du bas appareil urinaire avec hématurie...
- d'une hémolyse : parasite (hémobartonellose à *Mycoplasma haemofelis* pouvant être associée au FeLV ou FIV), intoxication ou à médiation immune (AHMI)
- d'une anémie sévère non régénérative (défaut de production).

L'anémie est la première indication de transfusion et représentent environ 80% des indications de transfusions, la première étiologie étant une hémorragie et la deuxième une insuffisance rénale entraînant un déficit de synthèse d'érythropoïétine (Castallanos, 2004).

Une anémie est définie par une diminution du taux de l'hémoglobine circulante en dessous de 10 g/L ce qui correspond à un hématokrite inférieur à 30% (Deschamps, Roux, 2020).

Une hémolyse entraîne également une anémie, tout comme une hypoplasie ou une aplasie médullaire. Les hypoplasies et aplasies médullaires peuvent être dûes à une infection par le virus de la leucose ou à une intoxication (œstrogènes, chloramphénicol). Toutes les lignées sont souvent touchées.

Dans une étude sur 91 chats, 44% des indications transfusionnelles étaient des anémies par hémorragie, 14% des anémies par hémolyse, 38% des anémies par défaut d'érythropoïèse et 97% des chats transfusés présentaient une anémie sévère (Weingart et al., 2004)

L'AHMI peut être héréditaire chez le somali et l'abyssin en raison d'une anomalie de la membrane des hématies (Savary-Bataille, 2002).

Les deux principales causes d'anémie chez le chat sont l'hémobartonellose à *Mycoplasma haemofelis* et l'infection par le rétrovirus du FeLV (Deschamps, Roux, 2020). La piroplasmose n'est pas une maladie du chat. Seules les hémobartonelloses cliniques sont indicatrices de transfusion et se traduisent par une tachycardie et une polypnée. Une hémobartonellose peut devenir clinique lorsqu'elle est associée à une infection par un rétrovirus qui crée une immunosuppression (Deschamps, Roux, 2020).

Des prises de sang régulière peuvent entrainer une spoliation sanguine également responsable d'une anémie notamment chez les chatons qui possèdent un faible volume sanguin (pour un chaton de 2 kg le volume sanguin est de 50 mL/kg soit de 100 mL). Il est donc important d'être précautioneux et raisonné dans la réalisation de prises de sang de 1 à 2 mL chez un chaton (Deschamps, Roux, 2020).

Une anémie peut être qualifiée par trois paramètres :

- son caractère régénératif défini par le taux de réticulocytes
- la taille de l'hématie (VGM) : microcytaire, normocytaire, macrocytaire
- la concentration en hémoglobine (CCMH) : hypochrome, normochrome, macrochrome

b) Transfusion dans le cas du traitement de l'érythrolyse néonatale

L'érythrolyse néonatale apparait après la prise colostrale à la naissance chez des chatons de groupe A ou AB issues d'une mère de groupe B. Les chatons sont sains à la naissance (Casal et al., 1996).

L'allèle A étant dominant, cela implique que le père était de groupe A et de ce fait homozygote A/A ou hétérozygote A/B (Jonsson et al., 1990).

Les anticorps naturels dirigés contre l'antigène A de la mère sont transmis dans les premières 24 à 72 heures de la naissance aux chatons lors de la prise colostrale et provoquent une hémolyse des érythrocytes des chatons de groupe A ou AB porteurs de l'antigène A (Casal et al., 1996).

La forme suraiguë est une mort sans prodrome dans les premières 24 heures.

La forme aiguë se caractérise par un abattement, une absence ou diminution de la prise lactée, des muqueuses pâles, une hémoglobinurie (urines couleur marc de café) et parfois un ictère (Jonsson et al., 1990 ; Hubler et al., 1987) ainsi qu'une tachypnée et tachycardie.

La forme subaiguë est une nécrose du bout distal de la queue ou des extrémités en quelques jours (Bridle et al., 1998). L'hémolyse peut aussi être asymptomatique.

A la numération formule et au frottis sanguin, les chatons présentent une anémie, une réticulocytose, une sphérocytose et une hémoglobininémie (plasma de couleur orangée).

Les chatons doivent être isolés de la mère seulement pendant les 72 premiers heures de vie c'est à dire jusqu'à la fin du délai de perméabilité de la barrière intestinale aux anticorps maternels (Casal et al., 1996).

Des mesures de réchauffement doivent être mises en place avec une température maintenue à 36,5°C et du colostrum artificiel ou du lait d'une autre mère en cours de lactation doit être proposé aux chatons toutes les deux heures.

La déshydratation des chatons doit être corrigée avec du RINGER LACTATE NDV supplémentée de 2,5 à 5% de Glucose et 40 à 60 mEq/L de potassium. Une supplémentation en vitamine K1 est possible à raison de 0,01-0,1 mg/kg IM (Casal et al., 1996).

En cas d'hypoglycémie, du glucose 5-10% ou du dextrose isotonique peuvent être administrés per os aux chatons. Un sondage gastrique peut aussi être réalisé au besoin.

En cas d'anémie sévère, une transfusion est possible. Le donneur idéal est la mère car les anticorps maternels dirigés contre le groupe A sont encore présents (Bücheler, 1999).

Le chaton ne présente pas encore d'anticorps endogènes car ceux-ci seront synthétisés à partir de 6-8 semaines.

c) Transfusion dans le cas d'une prévention de l'érythrolyse néonatale

Si l'éleveur souhaite faire reproduire une femelle de groupe B avec un mâle de groupe A, les chatons doivent être séparés durant les premières 16 à 72 heures après la naissance pour éviter la prise colostrale. Un groupage ou un crossmatch peut être réalisé avec le sang maternel pour n'isoler que les chatons de groupe A.

Les chatons séparés doivent recevoir du lait d'une autre mère (en début de lactation ou non) ou du colostrum artificiel. Afin d'avoir un transfert d'immunité passive optimal, une transfusion par voie sous-cutanée ou péritonéale d'environ 150 mL/kg de sérum d'un donneur de groupe A en trois fois durant les premières 24 heures peut être réalisée (Levy, 2001).

2) La thrombopénie

Une transfusion peut être indiquée dans le cadre d'une thrombopénie qui est un trouble de l'hémostase primaire afin d'apporter au patient des plaquettes.

Une thrombopénie peut être causée chez le chien par :

- un défaut de production : thrombopénie auto-immune (ehrlichiose), syndrome myélodysplasique
- un excès de consommation : CIVD
- une perte de plaquettes : une hémorragie ou des pertes sanguines
- une destruction des plaquettes : une thrombocytopénie immunitaire primaire ou secondaire

Une thrombopénie est révélée par la mesure du nombre de plaquettes et par un temps de Quick augmenté.

3) Les facteurs de coagulation

Les facteurs de coagulation peuvent être apportés lors d'une transfusion dans le cas de d'une intoxication aux anticoagulants mais ils ne sont pratiquement pas nécessaires car les facteurs vitamines K dépendants se reconstituent en une heure après injection de vitamine K1.

4) Critères pour transfuser

On décide de transfuser dans le cas :

- d'un hémocrite inférieur à 20% (selon l'état euvoémique ou hypovolémique de l'animal)
- d'un taux d'hémoglobine inférieur à 4,5 g/L associé à une thrombopénie marquée (Deschamps, Roux, 2020).

La décision de transfusion est également motivée par l'état clinique de l'animal révélé par la couleur des muqueuses, le temps de remplissage capillaire, la fréquence cardiaque, la qualité du pouls, la fréquence respiratoire, la courbe respiratoire et l'état de conscience.

L'hématocrite peut être augmenté en cas de déshydratation par hémococoncentration ou diminué par hémodilution.

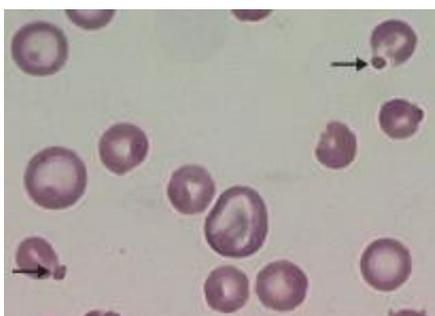
Les signes cliniques révélateurs d'une anémie sont : un abattement, une pâleur des muqueuses, un TRC diminué, une tachycardie, un souffle anémique (holosystolique, en raison de la diminution de la viscosité sanguine, qui mime le souffle de rétrécissement aortique et occupe toute l'aire précordiale et est proportionnel à l'intensité de l'anémie) et une dyspnée (Castallanos, 2004).

Seules les hémobartonelloses cliniques sont par une indication de transfusion et se traduisent par une tachycardie et une polypnée (Deschamps, Roux, 2020).

Une hémoglobinurie est elle témoin d'une hémolyse intra-vasculaire (Castallanos, 2004).

4) Frottis sanguin

Le frottis sanguin permet de préciser l'anémie, de détecter une thrombocytopénie par comptage plaquettaire ou des anomalies des lignées sanguines ou d'identifier des parasites sanguins.



Chat intoxiqué au paracétamol.
Présence de corps de Heinz.
(flèches)



Chat anémié atteint
d'hémobartonellose due à
Mycoplasma haemofelis. (flèches)



Chat sain.
Erythrocytes en
rouleaux. (flèche)

Illustration 3 : Frottis sanguins de chat au microscope (x 1000) (FMW – St Hyacinthe) (Pouletty, 2010)

III – MODALITES DE LA TRANSFUSION FELINE

1) Choix du donneur

Le donneur est préférentiellement un chat âgé de 1 à 12 ans, entre 4 et 8 kg, en bonne santé, à jour dans sa vaccination et ses antiparasitaires externe et interne, sans traitement en cours, et préférentiellement d'intérieur (Davidow, 2013). Une femelle stérilisée est préférable en tant que donneur car les œstrogènes entraînent une diminution de la numération formule. On choisit principalement un chat sans embonpoint pour éviter de prélever un volume sanguin prélevé faussement trop élevé. La taille du donneur doit être ajustée au moins à celle du receveur car ce qui peut être prélevé correspond à ce qui doit être transfusé (10 mL/kg environ) (Deschamps, Roux, 2020).

Une analyse sanguine (numération formule et biochimie) est recommandée accompagnée d'un frottis sanguin pour écarter l'infection par *Bartonella*.

Un test FeIV et FIV et un typage sont nécessairement réalisés. Le donneur doit avoir un hémocrite supérieur à 30% et un taux d'hématocrite supérieur à 10 g/L et être négatif FeIV et FIV (Wardrop et al., 2005). Afin de limiter le risque de transmission d'agents infectieux, un portage asymptomatique pour la péritonite infectieuse féline (Coronavirus félin), l'hémobartonellose (*Mycoplasma haemofelis* et *Mycoplasma haemominutum*), la maladie des griffes du chat (*Bartonella henselae*) ou la toxoplasmose (*Toxoplasma gondii*) peut être recherché (Wardrop et al., 2016).

Le volume sanguin d'un chat est de 70 mL/kg. Un chat peut donner jusqu'à 10-15 mL/kg sans répercussion clinique toutes les trois semaines, soit au maximum 50 à 75 mL pour un chat de 5 kg en une fois. On choisit en pratique d'espacer les dons d'au minimum trois mois. Le volume prélevé est en pratique souvent de 2 à 10 mL/kg et en moyenne 6 mL/kg (Castellanos, 2004).

2) Prélèvement du sang

a) Prémédication et préparation du donneur

Le prélèvement peut être réalisé sur un animal vigile ou tranquillisé. L'idéal est de faire la transfusion vigile autrement en général le butorphanol en IV est suffisant. L'acépromazine est à proscrire comme chez le chien (Giger, 2014).

b) Prélèvement au sens strict

Le sang est prélevé à la jugulaire à l'aide d'une épicroïne d'un diamètre de 18 ou 19 Gauges après tonte et désinfection. Un gel anesthésique peut être appliqué. On remplira principalement une poche unique pour éviter une contamination environnementale mais en cas de la nécessité de plusieurs donneurs, un système à trois voies peut être utilisé (Wardrop et al., 2016).

c) Anticoagulants utilisés

Les usages sont les mêmes que pour le chien, mentionnés dans la première partie de cette thèse.

d) Suivi du donneur

Le chat donneur doit être surveillé dans les 2 heures suivant le don. Une administration intraveineuse de RINGER LACTATE NDV à 20 mL/kg peut être réalisée pour éviter une hypovolémie. Une hypovolémie se manifeste par une tachycardie et des extrémités froides.

3) Produits sanguins disponibles

A la différence du chien où différents produits sanguins peuvent être utilisés, les composants du sang sont rarement séparés chez le chat. En raison du faible volume disponible, les transfusions réalisées sont en pratique uniquement de sang frais total.

4) Stockage des produits sanguins

Les lésions pour le sang frais sont identiques à celles évoquées dans la première partie.

5) Préparation des produits sanguins

Le sang total frais est transfusé dans les 4 à 6 heures suivant son prélèvement après réfrigération. S'il n'est pas transfusé immédiatement et réfrigéré, il doit être réchauffé entre 22°C et 37°C au bain Marie avant transfusion (Giger, 2014).

Un produit sanguin trop froid entraîne une diminution de l'affinité de l'oxygène à l'hémoglobine et du pH sanguin et une augmentation de la viscosité sanguine et chez le receveur une vasoconstriction, une hypoglycémie et une bradycardie (Giger, 2014).

Des pathogènes peuvent être recherchés par PCR dans le cas de préparation de sang réfrigéré sur sang total EDTA pour éviter un risque infectieux lors de la transfusion : les virus du FeLV et du FIV, le coronavirus félin, *Mycoplasma haemofelis* (Wardrop et al., 2016).

6) Transfusion au receveur

a) Voies d'abord

La voie privilégiée pour la transfusion est la voie intraveineuse avec un cathéter de diamètre élevé de (Davidow, 2013). On choisit une veine périphérique : céphalique, saphène ou jugulaire. La voie intraosseuse peut être envisagée si l'accès veineux n'est pas permis, sur des chatons ou des animaux hypovolémiques.

La voie intra péritonéale présente elle une absorption lente et une efficacité retardée de la transfusion. Elle est à proscrire pour les situations d'urgence mais peut être utilisée si l'abord veineux est difficile sur un chat en surpoids ou déshydraté (Davidow, 2013).

La poche de sang est connectée à un set de perfusion avec filtre. En cas de transfusion de sang frais réfrigéré, un filtre de 200 µm peut être utilisé pour bloquer les caillots et débris cellulaires. Une pompe à fluide péristaltique contrôle elle le débit et le volume de sang transfusé.

Le sang doit si possible être transfusé à température ambiante. En cas de transfusions de grands volumes, de débit de transfusion élevé ou d'un receveur en hypothermie il peut être réchauffé (Kisielewicz, 2014). On utilisera dans ce cas un bain Marie avec une eau inférieure à 39°C (Giger, 2014).

b) Quantités administrées

Deux formules utilisables sont les mêmes que celles pour le chien, présentées dans la première partie de cette thèse, avec pour le chat un volume sanguin du receveur de 70 mL/kg.

Compte tenu du plus petit volume sanguin du chat par rapport au chien on transfuse en pratique entre 4 et 8 mL/kg chez un chat (Deschamps, Roux, 2020).

c) Rythme d'administration

Le débit de transfusion est choisi en fonction du statut cardiovasculaire, de l'état d'hydratation du receveur et de la sévérité de l'anémie (Kisielewicz, 2014).

Pour un animal stable normovolémique, sans affection cardiaque, le débit de transfusion initial est de 0,5 mL/kg/h (Kisielewicz, 2014). En l'absence de réaction transfusionnelle il peut être augmenté jusqu'à 2 mL/kg/h (Kisielewicz, 2014).

Un monitoring (fréquence cardiaque, respiratoire, TRC, température, pression artérielle) doit être réalisé toutes les 15 minutes durant la première heure de la transfusion, puis toutes les 30 à 60 minutes. La pression artérielle doit être monitorée lors de la transfusion pour prévenir le risque de surcharge volémique notamment lors de la transfusion d'un produit sanguin contenant de l'albumine.

La transfusion d'une poche de sang frais réfrigéré doit toujours être finie en moins de quatre heures pour limiter toute contamination et croissance bactérienne (Kisielewicz, 2014).

On préfère transfuser en moins de 4 heures en raison du risque infectieux présent lorsque l'on traverse la peau et le risque d'inoculer le receveur avec un Staphylocoque cutané (Deschamps, Roux, 2020).

7) Conséquences de la transfusion

a) Modification des paramètres

a.1) Paramètres sanguins

Une augmentation de l'hématocrite n'est pas toujours observée après transfusion de sang frais (Castellanos, 2004).

L'élévation de l'hématocrite après transfusion n'est pas significativement différente selon la cause de l'anémie ou le produit sanguin utilisé (sang frais total ou concentrés d'érythrocytes). Elle est d'environ 6 points gagnés post-transfusion (Castellanos, 2004).

a.2) Paramètres cardiaques

Les contractions ventriculaires prématurées diminuent de 12 à 18% chez le chat après transfusion (Donaldson, 2021). La fraction de raccourcissement diminue également. Les diamètres du ventricule gauche en systole et diastole augmentent après transfusion tandis que le diamètre interne du ventricule gauche lors de la systole diminue après transfusion. L'incidence de surcharge volémique ne diminue pas avant et après transfusion chez le chat (Donaldson, 2021).

b) Durée de vie des hématies

Les hématies transfusées compatibles avec le receveur ont une demi-vie dans le compartiment sanguin d'environ 35 jours (34 +/- 1,3 jours) (Giger U et Bücheler J, 1991).

Les hématies incompatibles ont une demi-vie d'environ 2 heures (1,4 +/- 2,3 heures) lors d'une transfusion d'hématies de groupe A à des individus du groupe B.

Elle est de deux jours (2,3 +/- 0,3 jours) lors d'une transfusion d'hématies de groupe B à des individus de groupe A (Giger et Bücheler, 1991).

8) Xénotransfusion chez le chat

a) Produit sanguin canin

D'après une étude en 2018, 30% des vétérinaires en France utilisent exclusivement du sang de chien pour des transfusions de chats, 22% utilisent à la fois du sang de chien et de chat et 48% réalisent uniquement des transfusions homologues félines (Fert, 2018).

Les chats ne présentent pas d'alloanticorps contre les antigènes érythrocytaires des chiens d'où l'absence de réaction sévère lors d'une première transfusion (Boyens et al., 2013). Les érythrocytes canins transfusés chez le chat ont une durée de vie de moins de 4 jours (Boyens et al., 2013). Dans la série de 49 cas de Le Gal et al., les érythrocytes canins étaient détruits par les anticorps félines en 2 jours (Le Gal et al., 2020).

Une seconde xénotransfusion est à proscrire en raison du développement d'anticorps dirigés contre les antigènes érythrocytaires canins dans les 4 à 7 jours suivant la transfusion et résultant en une anaphylaxie fatale dans plus de 66% des cas en cas de seconde transfusion (Boyens et al., 2013).

Perspectives de la xénotransfusion (Deschamps et al., 2020) :

D'après Deschamps et al. en 2020, plusieurs avantages pratiques au recours à la xénotransfusion peuvent être notés dont :

- Le groupage sanguin du receveur n'est pas nécessaire, or il n'est parfois pas réalisable dans un contexte d'urgence
- Il est difficile de trouver un donneur pour un chat de groupe B
- Il n'y a pas de risque de transmission d'un rétrovirus félin ou de *Mycoplasma haemofelis*
- Les volumes prélevés sont plus négligeables pour un chien

- La littérature ne rapporte pas de réaction transfusionnelle sévère
- Elle ne nécessite pas la constitution d'une banque de sang félin
- Le coût d'une xénotransfusion est moins élevée que celui d'une transfusion homologue féline (d'environ 200 euros pour une transfusion homologue féline avec la sédation ou l'anesthésie, une potentielle échocardiographie, les groupages sanguins du receveur et du ou des donneurs, les tests FeIV et FIV et les frottis sanguins pour vérifier un portage de *Mycoplasma haemofelis*)

La xénotransfusion peut rendre la transfusion féline plus accessible et permettre à davantage de vétérinaires praticiens généralistes de réaliser des transfusions (Deschamps et al., 2020).

Une transfusion homologue reste préférable dans les situations non urgentes ou si un donneur est disponible (Deschamps et al., 2020).

Enfin il est très important de rappeler qu'une xénotransfusion avec du sang de chien ne peut être réalisée qu'une seule fois (Deschamps et al., 2020)

Etude rétrospective de Legal et al. (2020) :

En 2020, Legal et al. ont réalisé une étude rétrospective sur 49 chats ayant reçu une xénotransfusion entre janvier 2016 et juillet 2018. Il s'agit de la plus grande série rétrospective de xénotransfusions connue de la littérature en 2020 (Deschamps, 2020).

La xénotransfusion avait été choisie uniquement si un produit sanguin félin n'était pas disponible ou si le pronostic vital du chat était engagé avec une durée de survie estimée à moins de 6 heures en l'absence de transfusion (Le Gal et al., 2020). Le volume médian transfusé était de 14,6 mL/kg avec un volume maximal de 28,0 mL/kg (Le Gal et al., 2020).

L'hématocrite médian pré transfusion était de 10% et de celui post transfusion était de 25% (Le Gal et al., 2020).

Dans cette série, les cross-match majeurs étaient incompatibles dans 69% (n=20/29) des cas où un cross match avait été réalisé et les cross-match mineurs étaient incompatibles pour 8 sur 26 cas (31%) sans qu'aucune réaction transfusionnelle immédiate per-transfusion ne soit observée (Le Gal et al., 2020).

Des réactions fébriles per-transfusion ont été observées avec ou sans séquelles dans 12% des cas.

Aucune autre réaction transfusionnelle n'a été observée (Le Gal et al., 2020). Aucune réaction transfusionnelle n'a été reportée dans 18% (n=9/49) des cas ayant reçu une transfusion de concentrés d'érythrocytes félines avant la xénotransfusion (Le Gal et al., 2020).

Quatre jours après la xénotransfusion, en raison de l'hémolyse rapide des érythrocytes canins, une hyperbilirubinémie parfois accompagné d'un ictère a été noté sans conséquence clinique (Le Gal et al., 2020).

Etude rétrospective de Tinson et al. (2022) :

En 2022, Tinson et al. ont réalisé une étude rétrospective sur 53 cas de xénotransfusions afin d'évaluer la fréquence d'une hémolyse post-transfusionnelle dans les 24 heures post transfusion. Les 53 chats de l'étude ont reçu une xénotransfusion de concentrés d'érythrocytes canins entre juillet 2018 et septembre 2020. L'article conclut à une proportion plus élevée de chats ayant une réaction hémolytique (25%) post xénotransfusion que précédemment connu dans la littérature (Tinson et al., 2022).

Plusieurs races étaient représentées dans cette étude (européen, siamois, bengal, ragdoll, persan, scottish fold). L'âge médian des chats était de 7,6 ans et variait entre 0,2 et 16,2 ans (Tinson et al., 2022).

17,0% (n=9/53) chats de l'étude avait reçu une transfusion homologue féline avant leur xénotransfusion entre 1 à 18 jours post xénotransfusion (Tinson et al., 2022).

55,5 (n=5/9) de ces chats ont eu une hémolyse post-xénotransfusion (Tinson et al., 2022).

Les indications principales pour une xénotransfusion étaient une hémorragie (n=17/53, 32%), une AHMI (n=11/53, 21%), une néoplasie (n=8/53, 15%) et des causes infectieuses (n=7/53, 13%). Le volume administré était de 14,4 mL/kg (Tinson et al., 2022).

42% (n=22/53) des chats ont eu une réaction transfusionnelle ou des complications dans les 24 heures post-transfusion (Tinson et al., 2022).

25% (n=13/53) des chats sont suspectés d'une hémolyse post-transfusionnée, vérifiés pour 4 d'entre eux soit 8% des xénotransfusions totales.

19% (n=10/53) des chats ont été diagnostiqués avec une réaction fébrile non hémolytique avec une augmentation de la température jusqu'à 2,5°C.

Des cas d'hypothermie, une bradycardie ont parfois été reportées (Tinson et al., 2022).

2 chats sont suspectés d'avoir une surcharge volémique (signes respiratoires non présent pré-transfusion, lignes B à l'échographie pulmonaire, augmentation du diamètre de l'atrium gauche). Ces deux chats ont également présentés une hémolyse post-transfusionnelle confirmée et ont reçu 19,91 mL/kg sur 18h et 7,54 mL/kg/h sur 4h respectivement (Tinson et al., 2022).

Aucune complication septique ou lésions transfusionnelles pulmonaires n'ont été reportées dans cette étude (Tinson et al., 2022).

43% (n=23/53) des chats ont survécu et sont retournés chez eux après leur hospitalisation. 46% (n=6/13) des chats qui ont eu une hémolyse ont survécu. 42% (n=17/40) des chats qui n'ont pas eu d'hémolyse ont survécu (Tinson et al., 2022).

b) Oxyglobine purifiée d'hémoglobine bovine

La xénotransfusion d'oxyglobine purifiée d'hémoglobine est étudiée depuis 15 ans chez les chiens et chats anémiés est indiquée uniquement pour les anémies. Elle peut être utilisée en cas d'absence d'un donneur compatible ou de produit sanguin disponible.

Dans une étude rétrospective en 2008 portant sur 4 ans d'utilisation d'oxyglobine sur 84 chats anémiés (2002-2006), le volume administré était de 4,4 à 25,0 ml/kg sur 24 heures avec un volume médian de 9,8 mL/kg sur 24 heures (Weingart et al, 2008).

Le taux d'hémoglobine post transfusion augmente significativement mais sur un court terme car 95% de l'oxyglobine transfusé est éliminée du compartiment vasculaire en 5 à 9 jours (Weinhart, 2008).

Chez les chats transfusés hypotendus, la transfusion d'oxyglobine augmente la pression artérielle. Cette technique présente un risque de surcharge circulatoire chez les chats cardiaques, se traduisant par un œdème pulmonaire, une effusion pleurale ou une détresse respiratoire (Weingart et al, 2008). La xénotransfusion d'oxyglobine purifiée est donc à proscrire chez les chats cardiaques.

Elle interfère aussi avec les tests biochimiques utilisant la colorimétrie ou spectrophotométrie (Weingart et al, 2008).

IV – RISQUES TRANSFUSIONNELS

Les réactions transfusionnelles sont observées dans 8 à 13% des transfusions de concentrés érythrocytaires chez le chat jusqu'à 48 heures post-transfusion (Corlouer, 2001).

Les réactions les plus fréquentes sont une surcharge volémique et une réaction fébrile non hémolytique (Harrell et al., 1995). La transfusion doit aussitôt être interrompue, au moins temporairement.

1) Réactions transfusionnelles non immunologiques

Des réactions transfusionnelles peuvent survenir lors de transfusion de sang compatible entre donneur et receveur. D'après une étude sur 163 transfusions avec un donneur et receveur compatibles elles apparaissent lors de 1,2% des transfusions (Weingart et al., 2004).

a) Surcharge volémique

Les produits sanguins contenant de l'albumine comme le sang frais total possèdent un pouvoir oncotique fort pouvant entraîner une surcharge volémique per ou post transfusion. Elle se traduit par des crépitements pulmonaires, une tachypnée, une dyspnée et des signes de cyanose (Harrell et al., 1995). En cas d'œdème pulmonaire, des lignes B sont visibles à l'échographie. Dès suspicion d'une surcharge volémique, la transfusion doit être interrompue et l'animal mis sous oxygène et un diurétique (Harrell et al., 1995). L'auscultation pulmonaire et la mesure de la pression artérielle sont donc très importantes durant la transfusion.

Ce risque est accru chez les chats présentant une maladie cardiaque ou rénale (Tocci, 2010).

A l'inverse, on préférera l'utilisation de produits sanguins contenant de l'albumine pour des chats hypotendus ou présentant des oedèmes (Harrell et al., 1995).

b) Réaction fébrile non hémolytique

La réaction fébrile non hémolytique est une élévation de 1 à 2°C de la température jusqu'à les 1 à 2 heures post transfusion (Harrell et al., 1995). Elle peut être systématique mais aussi indicatrice de réactions plus sévères comme la transmission d'un agent infectieux ou une hémolyse (Harrell et al., 1995). La transfusion doit être ralentie (Knottenbelt, 1998) et un AINS peut être administré (Tocci, 2010).

c) Réaction hémolytique aigüe sans médiation immune

Une hémolyse sans médiation immune peut être thermique lors d'un produit sanguin préalablement réchauffé (Tocci, 2010). Elle peut être mécanique lors d'usage d'aiguilles trop fines ou osmotique en cas d'administration d'une perfusion hypotonique ou de médicaments (Tocci, 2010).

d) Risque infectieux et sepsis

En l'absence de dépistage le donneur peut être porteur du virus du FIV ou FeLV, de la toxoplasmose, de l'hémobartonellose ou de la PIF et ainsi transmettre ces agents infectieux au receveur (Wardrop et al., 2016). Le produit sanguin peut également être contaminé au niveau du site de prélèvement ou de transfusion (Wardrop et al., 2016).

En cas de suspicion de sepsis qui peut être se traduire par une réaction fébrile, la transfusion doit être arrêtée, une antibiothérapie administrée. Une coloration de Gram ou culture bactériologique doit être réalisée sur le produit sanguin et sur le sang du receveur (Tocci, 2010). Les bactéries les plus souvent identifiées sont *Pseudomonas sp.*, *Citrobacter sp.* et *Yersinia sp* (Wardrop et al., 2016).

Une antibiothérapie est recommandée après une transfusion si des symptômes fébriles apparaissent (Roux, 2022).

e) Hypocalcémie

Comme pour les transfusions massives chez le chien mentionnées dans la première partie de cette thèse, une hypocalcémie peut être observée lors de transfusion assive chez le chat.

f) Vomissements

Une transfusion trop rapide ou un repas pré-transfusion peuvent entrainer des vomissements per-transfusion (Corlouer, 2001).

g) Hypersensibilité de type I

L'hypersensibilité de type I est une réaction allergique causée par la fixation des IgE présentes sur les mastocytes du receveur sur les éléments du plasma du donneur, entraînant une activation des mastocytes et une libération d'histamine (Tocci, 2010).

Une réaction modérée est caractérisée par un rash cutané, du prurit ou un érythème. La transfusion doit être interrompue jusqu'à résolution des signes. Un antihistaminique est administré en cas de rash cutané. Une injection de diphenhydramine à 2 mg/kg IM ou de dexaméthasone à 0,5-1,0 mg/kg IM ou IV est réalisée si l'animal présente d'autres signes (Harrell et al., 1995).

Une réaction sévère est caractérisée par une bronchoconstriction, une dyspnée, une hypotension et un choc sévère. La transfusion doit être définitivement arrêtée. Une injection de dexaméthasone à 4-6 mg/kg IM ou IV est réalisée et l'animal mis sous fluidothérapie et oxygénothérapie. De l'épinéphrine à 0,01 mg/kg IV peut être administré (Harrell et al., 1995).

Le risque d'hypersensibilité de type I peut être diminué avec une administration de diphenhydramine à la dose de 2-4 mg/kg SC ou IM quinze à vingt minutes avant la transfusion (Harrell et al., 1995).

h) Lésions pulmonaires transfusionnelles

Les lésions pulmonaires transfusionnelles n'ont pas été identifiées pour l'espèce féline (Tocci, 2010).

2) Réactions transfusionnelles à médiation immune

a) Réaction hémolytique aigue

a.1) Chats de groupe A

Les réactions à médiation immune chez les chats de groupe A et B sont différentes en raison des différents titrages des alloanticorps entre les deux groupes. Une réaction hémolytique chez les chats du groupe A après une transfusion de sang de chat de groupe B entraîne une activation du complément faible qui se traduit par une tachycardie et une tachypnée (Willerkerson et al., 1991b).

Les hématies de groupe B chez un chat de groupe A ont une durée de vie de 2,3 +/- 0,3 jours (Willerkerson et al., 1991b).

a.2) Chats de groupe B

Une réaction hémolytique chez les chats du groupe B après une transfusion de sang de chat de groupe A entraîne une activation du complément forte induisant une stimulation parasympathique et une hypotension marquée, une bradypnée ou apnée, une bradycardie et parfois des blocs atrio ventriculaires deux minutes après la transfusion (Auer et al., 1983).

La deuxième phase, de 35 secondes à 5 minutes plus tard est marquée par une compensation par une tachycardie et une tachypnée qui disparaît en dix minutes. Des extra-systoles sont parfois notées. La pression sanguine se stabilise en 30 minutes (Auer et al., 1983).

Une hémoglobinurie, hémoglobinémie, CIVD et insuffisance rénale sont ensuite visibles. Une leucopénie est notée dans les 2 à 30 minutes suivant la transfusion (Auer et al., 1983).

Les hématies de groupe B chez un chat de groupe A ont une durée de vie de 1,4 +/- 2,3 heures (Wilkerson et al., 1991b).

Dans l'étude rétrospective de Castallanos en 2004, une administration par inadvertance de sang de chat de groupe A à un receveur B s'est révélée fatale.

a.3) Chats de groupe AB

Les chats de groupe AB ne présente pas d'alloanticorps anti A ou anti B responsables d'hémolyse.

a.4) Mécanisme général

Une réaction hémolytique aigue est causée par la reconnaissance des antigènes érythrocytaires des érythrocytes transfusés par les cellules B de la rate comment appartenant au « non soit » (Wilkerson et al. 1991a ; Patel, 2018).

Cette reconnaissance induit la production d'anticorps de classe IgG et IgM dirigés contre les antigènes érythrocytaires (Wilkerson et al. 1991a ; Patel, 2018).

Les cellules B de la rate migrent vers les nœuds lymphatiques et y activent les lymphocytes T CD4+ ainsi que les lymphocytes B folliculaires qui vont eux aussi produire des anticorps dirigés contre les antigènes érythrocytaires des érythrocytes transfusés (Patel, 2018).

L'hémolyse peut-être intravasculaire et/ou extravasculaire (Tocci, 2010).

Une hémolyse intravasculaire est induite par la fixation et l'activation du complément après la fixation des IgM dirigés contre les antigènes érythrocytaires sur la surface des érythrocytes transfusés (Tocci, 2010).

L'hémolyse intravasculaire entraîne une hémoglobinémie, une hémoglobinurie et une hypotension due à la libération d'histamine, de sérotonine et de prostaglandines (Tocci, 2010). Elle entraîne également une ischémie rénale à l'origine d'une insuffisance rénale aiguë et une CIVD (Tocci, 2010).

Une hémolyse extravasculaire est induite par la fixation des IgG sur la surface des érythrocytes transfusés, qui vont ensuite quitter la circulation sanguine et se lier aux macrophages avant d'être phagocytés dans le foie ou dans la rate (Tocci, 2010). Les cellules Natural Killer entraînent également une apoptose et une hémolyse des érythrocytes transfusés en libérant de la perforine et de la granzyme (Tocci, 2010).

Une hémolyse extravasculaire entraîne un ictère (Tocci, 2010).

Un état de choc peut s'installer après la libération de sérotonine et d'histamine par les plaquettes suite à l'activation antigénique et par les mastocytes suite à la stimulation par les anaphylatoxines et par la bradykinine après activation du facteur Hageman (Tocci, 2010).

L'augmentation de la perméabilité capillaire et la vasodilatation artérielle résultantes entraîne une hypotension systémique (Tocci, 2010).

Les catécholamines libérées entraînent elles une vasoconstriction rénale, intestinale, pulmonaire et cutanée (Tocci, 2010). L'ischémie et l'hyperperfusion rénale résultante se manifeste par une hyperthermie, de la salivation, des tremblements voire des convulsions, une tachycardie, une dyspnée et parfois des vomissements (Tocci, 2010).

a.5) Prise en charge

En cas de suspicion d'une réaction hémolytique aiguë la transfusion doit être aussitôt arrêtée.

L'animal est mis sous perfusion de cristalloïdes ou de colloïdes afin de corriger l'hypotension induite par la réaction hémolytique aiguë et de maintenir une bonne perfusion rénale (Harrell et al., 1995).

Une injection d'épinéphrine peut être réalisée en cas d'hypotension sévère. Du furosémide à 1-2 mg/kg ou une dose faible de dopamine à moins de 5 mg/kg/min sous surveillance peut être administrée pour améliorer la perfusion rénale corticale (Harrell et al., 1995). De l'héparine à 50-100 U/kg SC peut être administrée 3 fois par jour. Un cathéter urinaire peut être placé pour obtenir un débit urinaire supérieur à 3 mL/kg (Harrell et al., 1995). L'administration de plasma congelé frais ou de cryoprécipités est proscrit car il risque d'aggraver l'hémolyse (Harell et al., 1995).

La pression artérielle, le rythme cardiaque et l'état d'hydratation sont à surveiller de près. Une auscultation cardio-respiratoire complète est à réaliser (Harell et al., 1995).

Une évaluation de la formule rouge, des temps de coagulation, des électrolytes sanguins, de l'urémie et de la créatinémie ainsi qu'une analyse urinaire sont également à réaliser (Harell et al., 1995).

Une hémolyse mécanique ou thermique ou une contamination bactérienne doivent toujours être écartées. Pour confirmer le caractère immunologique de l'hémolyse le sang du donneur doit être testé avec le sang du receveur avec un test de Coombs et un crossmatch (Harell et al., 1995).

c) Hémolyse retardée

L'hémolyse retardée se traduit par une chute de l'hématocrite, une hyperthermie, une anorexie et un ictère 3 à 5 jours après la transfusion, jusqu'à 21 jours post transfusion (Harrell et al., 1995).

En cas d'hémolyse retardée, un test de Coombs sera positif (Harrell et al., 1995). Le traitement est symptomatique. Une nouvelle transfusion avec un donneur différent est souvent nécessaire (Harrell et al., 1995).

3) Monitoring lors d'une transfusion

Avant toute transfusion un examen clinique complet de l'animal doit être réalisé. L'hématocrite et les protéines totales doivent aussi au minimum être mesurés.

Le monitoring doit ensuite être réalisé 5 minutes après le début de la transfusion puis toutes les 15 minutes durant la première heure. Un monitoring toutes les 30 à 60 minutes est ensuite suffisant. L'état de conscience, la couleur des muqueuses, le TRC, la qualité du pouls, la température, la pression sanguine ainsi qu'une auscultation cardio respiratoire complète doivent être réalisées lors de chaque évaluation. Une dernière évaluation doit être réalisée à la fin de la transfusion (McMichael, 2014).

TROISIEME PARTIE – Etude rétrospective de 134 cas de transfusions sanguines canines

I – OBJECTIFS

Cette étude porte sur des chiens transfusés au service d’urgences – soins intensifs d’ONIRIS. Elle a pour but d’analyser les indications de transfusion et les éléments de décision au choix d’une transfusion sanguine comme opportunité thérapeutique et de comparer les différentes modalités et réalisations des transfusions (volume, débits, monitoring), ainsi que le devenir des animaux transfusés. Elle a également pour but de documenter la fréquence des réactions transfusionnelles et les groupes sanguins identifiés.

II – MATERIEL ET METHODE

1) Population d’étude

a) Critères d’inclusion

Les transfusions canines décrites dans cette étude ont été recueillies via la base de données des cas de l’école vétérinaire de Nantes ONIRIS hébergée par le logiciel CLOVIS. Les cas ont été reçus au service d’urgences – soins intensifs et rédigés par les étudiants puis relus par les internes et assistants hospitaliers entre le 1^{er} janvier 2002 et le 31 mai 2022. Les allotransfusions et les cas de transfusion autologue ont été conservés. Un animal ayant été transfusé deux fois compte pour deux transfusions.

b) Critères d’exclusion

Parmi les cas d’anémie, uniquement les cas où une transfusion a eu lieu ont été conservés. Les cas d’anémie sans transfusion n’ont pas été conservés. Les cas reçus aux services de médecine interne ou de chirurgie de l’école n’ont pas été conservés.

c) Recueil des données à partir du logiciel CLOVIS

Les cas ont été recueillis à partir de la recherche des mots-clés « anémie » et « transfusion ». Les mots clés de facturation « ur-transfusion », « h-transfusion » et « ur-typage sanguin » ont ensuite été recherchés pour vérifier que la totalité des transfusions félines homologues de la base de données avaient été sélectionnées pour l’étude. Pour chaque cas sélectionné, les données ont été recueillies à partir de différents comptes rendus incluant ceux de la consultation d’urgence, de l’hospitalisation et des examens complémentaires dont le détail des analyses sanguines réalisées. Les cas cliniques recueillis sont identifiés par leur année de transfusion, date de transfusion, propriétaire, numéro de dossier, nom, date de naissance, sexe et statut reproducteur de l’animal.

2) Uniformisation des variables

Pour les variables qualitatives :

La mention « sang frais » correspond au « sang frais total » soit du sang prélevé sur un donneur dans les 24 heures pré-transfusion conformément à la définition de sang frais évoquée dans la première

partie. Les abbréviations suivantes ont été utilisées : o pour « oui », n pour « non », N pour « inconnu », NE pour « non évaluable ».

Pour les variables quantitatives :

Pour les variables quantitatives, en l'absence de renseignement sur la variable étudiée dans les comptes rendus, le champ est laissé vide et n'est pas pris en compte dans le calcul de la médiane.

Les choix suivants d'uniformisation ont été faits lors de la récupération des données :

Race : lorsque l'animal était de type racial « husky » et noté « croisé husky » il a été référé sous le terme « husky ». Lorsque l'animal était référé sous un croisement de deux races ou « croisé ratier », il a été référé sous le terme « croisé ».

Traitements : uniquement le nom de la molécule a été conservé dans le tableau d'étude

Fin de vie : toutes les fins de vies ont été représentées en détail soit : euthanasie (absence d'amélioration), euthanasie (pronostic sombre), euthanasie (réanimation non souhaitée), euthanasie (rechute), euthanasie (forte dégradation), euthanasie (choix propriétaire), réanimation cardio-respiratoire infructueuse, décès spontané (hospitalisation), décès spontané (per transfusion), décès spontané (induction pour thoracotomie d'urgence)

3) Variables d'intérêt qualitatives et quantitatives

a) Epidémiologie, commémoratifs, anamnèse

Les critères évalués sont :

- race
- groupe sanguin
- passé transfusionnel soit le nombre de transfusions précédentes : 0, 1, 2, 3
- réalisation d'un typage sanguin : o, n
- commémoratifs sans incidence sur la transfusion : % de chiens stérilisés
- âge en jours à la transfusion

b) Produit sanguin reçu

Les critères évalués sont :

- type de produit sanguin reçu : sang frais, N, autotransfusion, sang total réfrigéré 15j, sang total réfrigéré, sang total réfrigéré 21j aplaquettaire, culot globulaire, plasma, sang frais et réfrigéré,
- groupe sanguin du donneur : DEA 1+, DEA 1-, N
- hématocrite du donneur (dans le cas d'une transfusion de sang frais)
- origine du donneur : inconnu, frère ou sœur de portée
- réalisation d'un cross match

La race, taille et poids du donneur dans le cas d'un don de sang frais ne sont pas étudiés car ils sont rarement documentés dans la base de données. L'origine du donneur est également uniquement mentionnée dans quelques cas qui sont détaillés plus bas.

Dans le tableau de données, la mention « sang frais » vaut pour « sang frais total ». La mention « sang frais chien » vaut pour « sang frais total chien ». La mention « sang chien » vaut pour du sang de chien d'origine inconnu (frais ou réfrigéré).

c) Indication de la transfusion

Les critères évalués sont :

- l'indication de la transfusion : anémie, thrombocytopénie
- l'étiologie de l'anémie ou de la thrombocytopénie si elle est connue
- maladies concomitantes

d) Examen clinique

Les critères évalués sont :

- qualité du pouls : régulier frappé concordant, régulier filant concordant, bondissant frappé concordant, régulier frappé non concordant, régulier très frappé concordant, régulier hyperkinétique concordant, non perceptible, N
- couleur des muqueuses
- fréquence cardiaque : valeur, normale, tachycardie, bradycardie, inaudible, N
- fréquence respiratoire : valeur, tachypnée, polypnée, dyspnée, N
- anomalies cardiaques : souffle (caractérisation, grade), souffle anémique, arythmie, bruits cardiaques atténués, bruit de galop, n (classer selon % souffle)
- température : moyenne, médiane, % hypothermes, % hyperthermes
- TRC (< s) : 1, 2, 3, NE
- déshydratation (< %) : 0, 3, 5, 7, 10
- ictère : o, n
- CIVD : o, n
- ICC (indice de condition corporelle) : de 1 à 9, moyenne, surpoids (% d'ICC >5/9), maigreur (% d'ICC <3/9)
- autres signes cliniques
- consultation préalable chez le vétérinaire traitant : o, n
- cas référé : o, n

La fréquence cardiaque normale d'un chien est située entre 60 et 140 bpm pour une grande race, 70 et 160 bpm pour une race moyenne et est supérieure à 180 bpm pour une petite race. Au-delà le chien est considéré en tachycardie.

La fréquence respiratoire normale d'un chien est située entre 14 et 18 mpm pour une grande race, 20–25 mpm pour une petite race. Au-delà le chien est considéré en tachypnée.

On considère qu'un chien est maigre lorsque son ICC est strictement inférieur à 3/9 et en surpoids lorsque son ICC est strictement supérieur à 5/9.

On considère qu'un chien est hypertherme lorsque sa température rectale supérieure à 39,2°C, hypotherme si elle est inférieure à 38,1°C.

e) Examens complémentaires pré-transfusion

Les critères évalués sont :

- Présence d'une thrombocytopénie: o, n
- Frottis sanguin : piroplasmose, piroplasmose suspectée, trypanosomose, thrombocytopénie, pancytopénie, anisocytose, polychromasie, RAS, n...
- Réalisation d'une numération formule : o, n
- Caractérisation de l'anémie : normocytaire normochrome, normocytaire hypochrome, macrocytaire normochrome, macrocytaire hypochrome, microcytaire hypochrome, N
- Anémie régénérative : o, hyporégénérative, n, N
- Protéines totales (g/L)
- Albumine (g/L)
- Hématocrite (%)
- Hémoglobine (g/L)
- CCMH (g/dL) : Concentration Corpusculaire Moyenne en Hémoglobine
- VGM (fL) : Volume Globulaire Moyen
- TCMH (g/dL) : Teneur Corpusculaire Moyenne en Hémoglobine (différence avec CCMH ?)
- Erythrocytes ($\times 10^{12}/L$)
- Réticulocytes (K/ μ L)
- Réticulocytes (%)
- Plaquettes ($\times 10^3/L$)
- Autres anomalies de la numération formule : leucocytose, leucopénie, neutrophilie, neutropénie, éosnophilie, éosniopénie, lymphocytose, lymphopénie, monocytose
- Temps de Quick (s)
- Temps de Céphaline activée (s)

La piroplasmose se diagnostique par des inclusions intra-érythrocytaires ovales, rondes ou en forme de poire.

L'anémie est qualifiée :

- d'arégnérative si le nombre de réticulocytes est inférieur à 50 000 cellules/mm³
- de régénérative si le nombre de réticulocytes est supérieur à 50 000 cellules/mm³
- de très régénérative si le nombre de réticulocytes est supérieur à 100 000 cellules/mm³.

L'animal est dit thrombocytopénie si la numération plaquettaire est inférieure à 100 000/mm³.

L'animal est dit en hypoalbuminémie pour une albuminémie inférieure à 25,0 g/L et en hyperalbuminémie pour albuminémie supérieure à 45,0 g/L.

Les valeurs usuelles du temps de Quick sont comprises entre 14 et 19 secondes.

Les valeurs usuelles du temps de Céphaline activée sont comprises entre 71 et 102 secondes.

f) Modalités de la transfusion

Les critères évalués sont :

- Volume (mL)
- Volume par kg de poids vif (mL/kg)
- Débit de transfusion (mL/h)
- Débit de transfusion initiale de 0 à 30 minutes (mL/h/kg)
- Débit de transfusion après 1-4h (mL/h/kg)

g) Réactions transfusionnelles

Les critères évalués sont :

- Interruption de la transfusion : ralentissement, réalisée en plusieurs fois, arrêt final car réaction
- Réactions per transfusion : gonflements (babines et paupières), gonflement (babines, paupières), difficultés respiratoires, décès, hypotension, surcharge volémique
- Réactions post transfusion : hyperthermie (40,2°), tremblements, claquements de dents, CIVD (vomissements hémorragiques, décubitus latéral, hémolyse), ictère, hypocalcémie, surcharge volémique (crépitements pulmonaires), hémoglobinémie (hémolyse intravasculaire), vomissements, diarrhée hémorragique, hypothermie

h) Gains apportés par la transfusion

Les critères évalués sont :

- Amélioration clinique : non, stable, oui, oui ++
- Détails de l'amélioration clinique
- Hématocrite post transfusionnel (%)
- Points d'hématocrite gagnés avec la transfusion
- Hématocrite 24h post transfusion (%)
- Hématocrite 48h post transfusion (%)
- Protéines totales post transfusion (g/L)
- Plaquettes post transfusion ($\times 10^3/L$)

i) Hospitalisation

Les critères évalués sont :

- durée d'hospitalisation en jours
- antibiotiques : céfovécine, doxycycline, ampicilline – sulbactam, céfalexine, amoxicilline - acide clavulanique, métronidazole, clindamycine, céfalexine, enrofloxacin, gentamicine, marbofloxacin, n
- AINS : meloxicam, acide tolfénamique, acide trenaxamique, n
- AIS : prednisolone, dexaméthasone, méthylprednisolone, n
- Fer : FERCOBSANG®, FUMAFER®, FERROSTAN®, n
- Vitamine K1 : o, n
- Darbépoétine (ARANESP®) : o, n

FERCOBSANG® : fer, cyanocobalamine, cobalt, nicotinamide

Darbépoétine ARANESP® : analogue de l'EPO

Acide tranexamique EXACYL® : anti-fibrinolytique, analogue synthétique de la lysine bloquant de manière réversible les sites de liaison de la lysine présents sur le plasminogène, inhibe le processus de fibrinolyse et la dégradation de la fibrine en caillot

j) Devenir

Les critères évalués sont :

- Rétablissement : o, n
- Fin de vie : euthanasie (absence d'amélioration), euthanasie (pronostic sombre), euthanasie (réanimation non souhaitée), euthanasie (rechute), euthanasie (forte dégradation), euthanasie (choix du propriétaire), réanimation cardio-respiratoire infructueuse, décès spontané (hospitalisation), décès spontané (per transfusion), décès spontané (induction pour thoracotomie d'urgence)

4) Analyses statistiques descriptives et étude de la population totale

a) Données qualitatives

Les données qualitatives ont été décrites avec Excel et la fréquence de chaque paramètre dans la population est étudiée.

b) Données quantitatives

Les données quantitatives ont été décrites avec Excel et la médiane, l'effectif, les valeurs minimales et maximales atteintes et la répartition de chaque variable sont étudiées.

III – RESULTATS

L'étude compte 134 cas de transfusions canines réalisés entre le 1^{er} janvier 2002 et le 31 mai 2022.

1) Epidémiologie, commémoratifs

a) Race

47 races sont représentées dans notre population d'étude avec une fréquence de :

- 13/54 (9,7%) : le labrador
- 9/134 (6,7%) : le cocker anglais
- 6/134 (4,5%) : « croisé » (croisé brésilien, croisé pinscher/ratier...), et le bichon
- 5/134 (3,7%) : le golden retriever, le jack russel terrier, le berger allemand, le caniche
- 4/134 (3%) : le setter anglais, le yorkshire terrier, le border collie, l'épagneul breton, le malinois
- 3/134 (2,2%) : le beagle, le cocker américain, le shi tzu, le shar peï, le cavalier king charles, le dogue argentin, le husky, le dobermann
- 2/134 (1,5%) : le rottweiler, le bouledogue français, le boxer, le braque allemand, le fox terrier, le bouvier bernois, le coton de tuléar, le cairn terrier, le terre neuve
- 1/134 (0,7%) : le berger australien, le lhasa apso, le chien loup de Saarloos, le pinscher, l'irish wolfhound, le berger blanc suisse, le dogue de Majorque, le griffon, le bulldog anglais, le montagne des Pyrénées, le chien de Canaan, l'épagneul japonais, le teckel, le berger belge, le chihuahua, le drahtaar, le westie et le rottweiler.

b) Groupe sanguin du receveur

Le groupe sanguin du receveur (DEA 1 positif ou négatif) est toujours déterminé avant transfusion avec un test de groupage rapide dès 2014. Les chiens transfusés sont de groupe sanguin non documenté dans les comptes-rendus pour 79,9% (n=107/134) des transfusions, DEA 1+ pour 8,2% (n= 11/134) des transfusions ou DEA 1- pour 11,9% (n=16/134) des transfusions. La prévalence du groupe DEA 1+ parmi notre échantillon est donc de 40,7% (n=11/27) et celle du groupe DEA 1- de 59,3% (n=16/27).

c) Passé transfusionnel

Il s'agit d'une primotransfusion pour 91,8% (n=123/134) des atransfusions, d'une seconde transfusion pour 4,5% (n=6/134) des transfusions et d'une troisième transfusion pour 3,7% (n=5/134) des transfusions.

d) Signalement sans incidence sur la transfusion

23,9% (n=32/134) des transfusions réalisées sont pour des chiens stérilisés, les autres sont entiers. Aucune transfusion n'a été réalisée sur une chienne gestante ou en post-partum. 50,7% (n=68/134) des chiens transfusés sont des mâles.

e) Age

L'âge médian en jours à la présentation pour transfusion est de 2567 jours soit environ 7 ans (18 jours – 21 ans).

2) Produit sanguin reçu

a) Type de produit

Les transfusions autologues représentent 2,98% (n=4/54) des transfusions canines réalisées à ONIRIS entre le 1^{er} janvier 2002 et le 31 mai 2022. Les transfusions autologues ont été réalisées dans le cas d'un état de choc (AVP) en 2015, d'une hémorragie (hémopéritoine) en 2016, d'un CIVD en 2021 et d'une hémorragie liée à la rupture d'un hémangiosarcome en 2021.

Le produit sanguin utilisé est dans 43,3% des transfusions (n=58/134) du sang frais. Dans 46,3% (n=62/134) des transfusions, il n'a pas été précisé dans le compte rendu de la transfusion et peut donc être soit du sang frais, directement prélevé les heures avant à un donneur ou issu d'une poche réfrigéré.

2,2% (n=3/2134) des transfusions sont quant à elles des transfusions autologues, suivie d'une transfusion complémentaire de sang réfrigéré dans 0,7% (n=1/134) des transfusions ou de sang frais dans 0,7% (n=1/134) des transfusions.

Du sang frais et total réfrigéré est administré dans 0,7% (n=1/134) des transfusions, du sang total réfrigéré sans mention de la durée de stockage dans 1,5% (n=2/134), de plus de 15 jours 0,7% (n=1/134) ou de 21 jours aplaquettaire dans 0,7% (n=1/134) des transfusions.

Deux transfusions ont été réalisées avec l'administration de plasma seul, et deux l'administration d'un culot globulaire soit pour 1,5% (n=2/134) des transfusions chacune.

b) Groupe sanguin du donneur

Le groupe sanguin du donneur n'a pas été documenté dans les compte rendus pour 81,3% (n=109/134) des transfusions, de groupe DEA 1+ pour 9,7% (n=13/134) des transfusions, de groupe DEA 1- pour 8,9% (n=12/134) des transfusions.

Les chiens de groupe DEA 1+ connus avec typage documenté ont été transfusés dans 45,4% des transfusions (n=5/11) avec du sang d'un donneur inconnu, dans 36,4% des transfusions (n=4/11) avec du sang de chien de groupe DEA 1+ et dans 18,2% des transfusions (n=2/11) de groupe DEA 1-.

Les chiens de groupe DEA 1- connus avec typage documenté ont été transfusés dans 18,8% des transfusions (n=3/16) avec du sang d'un donneur inconnu, dans 50,0% des transfusions (n=8/16) avec du sang de chien de groupe DEA 1+, dans 31,2% des transfusions (n=5/16) de groupe DEA 1-.

c) Hématocrite du donneur

Pour 3,7% (n=5/54) des transfusions et soit 8,6% (n=5/58) des transfusions de sang frais où l'origine du produit sanguin est mentionnée. L'hématocrite médian du donneur est de 33,0% (30,0 – 56,0).

d) Réalisation d'un cross match

Aucun cross match n'a été réalisé dans cette étude.

e) Informations sur le don

Lors de la transfusion de LARSON en 2021, le prélèvement au donneur (berger allemand) a été réalisé sous anesthésie générale. Lors de la transfusion de DIDDLE en 2018 le don a été réalisé en 5 fois.

Lors de la transfusion de BORA en 2007, le donneur était le frère. Une seule transfusion a été réalisée à partir d'un frère de portée soit 0,7% des transfusions (n=1/134).

f) Transfusion autologue

3,0% (n=4/134) des transfusions sont des transfusions autologues. Dans 50,0% (n=2/4) des transfusions autologues, celles-ci ont été complétées par une transfusion homologue.

Lors de la transfusion de VENISE en 2013 la transfusion autologue a été réalisée à partir de 70 mL de sang abdominal complétée par 450 mL de sang frais d'un donneur homologue. Lors de la transfusion de J'STRIKKER en 2021, la transfusion autologue de 750 mL a elle été ensuite aussi complétée d'une transfusion de 350 mL de sang frais d'un donneur homologue.

3) Indication de la transfusion

a) Indication et étiologie

82,1% (n=110/134) des transfusions ont été réalisées afin de corriger une anémie.

17,9% (n=24/134) des transfusions ont été réalisées afin de corriger thrombocytopénie.

Parmi les causes des cas d'anémies transfusés, 14,2% (n=19/134) des transfusions ont été réalisées pour une hémorragie, 9,7% (n=13/134) pour une anémie d'étiologie non identifiée, 6,7% (n=9/134) pour une néoplasie, 6,7% (n=9/134) pour un état de choc, 6,0% (n=8/134) pour une AHMI et 5,2% (n=7/134) pour une envenimation ophidienne.

Concernant les agents infectieux, 6,7% (n=9/134) des transfusions ont été réalisées pour une piroplasmose, 3,0% (n=4/134) pour une piroplasmose associée à une AHMI secondaire, 2,2% (n=3/134) ont été réalisés pour une trypanosomose et 1,5% (n=2/134) pour une leptospirose. 9,0% (n=12/134) des transfusions ont été réalisées dans le cadre d'une anémie causée par une AHMI.

Concernant les anémie d'origines centrales, 2,2% (n=3/134) des transfusions ont été réalisées pour une leucémie et 1,5% (n=2/134) pour une anémie centrale non précisée.

Concernant les autres causes minoritaires, 2,2% (n=3/134) des transfusions ont été réalisées pour une amyloïdose systémique.

Les principales causes des anémies transfusées sont donc hémorragies suivies des anémies d'étiologie non identifiée puis des piroplasmoses.

Parmi les causes d'hémorragies on compte une plaie cutanée par corps étranger, deux cas de gastroentérite hémorragique, un cas d'ulcères digestifs duodénaux ou jéjunaux, un héméoabdomen avec hémangiosarcome, un hémangiosarcome splénique, une rupture tendineuse en face plantaire du métatarse, un abcès médiastinal, un hémopéritoine, un héméoabdomen et 36,8% (n=7/19) de métrorragies. 0,8% (n=1/134) des transfusions ont été réalisées en pré-opératoire en raison d'une hémorragie, 2,2% (n=3/134) en post-opératoire après une hémorragie lors de la chirurgie.

Parmi les causes de métrorragie (5,2%, n=7/134), on compte un hémopyomètre avec trouble de l'hémostase secondaire, une rupture de la ligature au niveau du moignon utérin 9 jours post OVH, une métrite traitée par OVH, une hyperplasie utérine glandulo-kystique et une métrorragie post-partum. 5,2% (n=7/134) des transfusions ont été réalisées dans le cadre d'une anémie causée par une métrorragie.

Parmi les transfusions post-opératoires, on compte une exérèse d'une masse ovarienne, une splénectomie sur tumeur splénique, une exérèse d'une tumeur costale (chondro ou ostéosarcome), une chirurgie carotidienne et une gastrotomie sur corps étranger.

Parmi les néoplasies, on compte un cas de lymphome rénal, un cas d'histiocytose, une suspicion de léiomyome ou léiomyosarcome, une décompensation d'une tumeur pulmonaire sur un animal insuffisant rénal et hépatique en hypoalbuminémie, une suspicion d'infiltration tumorale splénique et hépatique avec métastases mésentériques, un cas de sarcome histiocytaire, une hémopathie maligne causant une anémie hémolytique et un sertolinome causant une pancytopénie.

On compte aussi deux cas de leucémie myéloïde.

Parmi les états de choc on compte un état de choc hémorragique et hypovolémique (exérèse d'une tumeur hépatique), un état de choc hypovolémique sur une rupture d'hémangiosarcome avec héméoabdomen, trois états de choc hémorragique dans un contexte d'AVP, un état de choc avec hernie diaphragmatique dans un contexte d'AVP, un état de choc hémorragique sur métrorragie, un choc septique avec péritonite en post-opératoire, un choc septique avec péritonite par corps étranger et un état de choc sur pancréatite aiguë. 9,0% (n=12/134) des transfusions ont été réalisées dans le cadre d'une anémie causée par un état de choc tandis que 3,0% (n=4/134) des transfusions ont été réalisées dans le cadre d'une anémie causée par un AVP.

On compte aussi un cas de dysplasie hépatique et trois transfusions pour une amyloïdose systémique dans le cas d'une anémie évoluant depuis 9 mois avec intolérance à l'effort.

Enfin parmi les intoxications, on compte douze cas d'intoxications aux anticoagulants et un cas d'intoxication à l'ibuprofène.

La principale cause des thrombopénies ayant entraînée une transfusion est la CIVD. Parmi les cas de CIVD représentant 8,2% (n=11/134) des transfusions, de CIVD, on compte un cas sur récurrence d'un épanchement traité par pericardectomie en urgence, une CIVD suite à une envenimation ou piqûre d'un insecte, une dilatation de l'estomac associée à une CIVD, une CIVD post-transfusionnelle, une CIVD suite à une envenimation ophidienne, deux cas suite à une gastropexie pour traiter un SDTE. On compte également 4 cas de thrombopénie à médiation immune.

Enfin parmi les déficits en facteurs de coagulation, on compte 26,7% (n=4/15) d'intoxications aux antivitaminiques K, deux cas de coagulopathie liée à l'hémophilie A (déficience en facteur VIIIc), un cas de trouble de l'hémostase secondaire (voie endogène), un cas de coagulopathie chronique d'étiologie non identifiée présentant un épistaxis bilatéral persistant. 3,0% (n=4/134) des transfusions ont été réalisées dans le cadre d'une anémie causée par une intoxication aux antivitaminiques K.

b) Maladies concomitantes

2 cas de transfusions ont été réalisés sur des chiennes en gestation, les 2 à 60 jours de gestation. Une transfusion a été réalisée sur un animal présentant une ostéomyélite fémorale gauche, et une autre sur un animal avec une maladie d'Addison. Les autres maladies faisaient parties des indications de transfusion.

c) Consultation chez le vétérinaire traitant préalable

Pour 49,3% (n=66/134) des transfusions, le cas est un cas référé à ONIRIS. Une consultation chez le vétérinaire traitant a été réalisée pour 45,5% (n=61/134) des transfusions.

4) Examen clinique

a) Muqueuses

Les muqueuses étaient pâles subictériques dans 11,2% (n=15/134) des transfusions, et ictériques dans 3,7% (n=5/134) des transfusions.

b) Temps de recoloration capillaire

Le temps de recoloration capillaire n'était pas évaluable dans 27,6% (n=37/134) des transfusions.

Le temps de recoloration capillaire était de 1 seconde dans 4,4% (n=6/134) des transfusions, de 2 secondes dans 58,2% (n=78/134) des transfusions, de 2,5 secondes dans 1,4% (n=2/134) des transfusions, de 3 secondes dans 5,9% (n=4/134) des transfusions, de 4 secondes dans 1,4% (n=2/134) des transfusions et de 5 secondes dans 0,7% (n=1/134) des transfusions. Le temps de recoloration capillaire médian était de 2,10 secondes.

c) Pouls

Le pouls était régulier frappé concordant dans 89,6% (n=120/sur nombre) des transfusions, régulier filant concordant dans 3,7% (n=5/134) des transfusions, régulier hyperkinétique concordant dans 0,7% (n=1/134) des transfusions et régulier très frappé concordant dans 0,7% (n=1/134) des transfusions. Le pouls était régulier frappé non concordant dans 0,7% (n=1/134) des transfusions et bondissant frappé concordant dans 1,6% (n=1/61) des transfusions.

d) Paramètres cardiaques

La fréquence cardiaque médiane lors de l'examen clinique pré-transfusionnel (n=120) est de 134 bpm (64 - 200). 24,6% (n=32/130) des chiens étaient en tachycardie et 0,8% (n=1/130) en bradycardie. Un souffle a été détecté dans 18,7% (n=28/134) des auscultations, des bruits cardiaques atténués dans 2,2% (n=3/134) des auscultations, une arythmie sinusale dans 1,4% (n=2/134) des auscultations.

e) Paramètres respiratoires

La fréquence respiratoire médiane lors de l'examen clinique pré-transfusionnel est de 42 mpm (24 - 80). 53,2% (n=66/124) des chiens présentés étaient en tachypnée, 0,8% (n=1/124) en bradypnée, 21,0% (n=26/124) en polypnée et 4,0% (n=5/124) en dyspnée.

f) Température

La température médiane lors de l'examen clinique pré-transfusionnel (n=125) est de 38,3°C (33 - 40,7). 2,4% (n=3/125) des chiens présentés sont hyperthermes et 25,6% (n=32/125) hypothermes.

g) Déshydratation

60,6% (n=109/134) des chiens présentés pour une transfusion n'étaient pas déshydratés. Le taux de déshydratation était de 3% pour 2,9% (n=4/134) des transfusions, de 5% pour 11,9% (n=16/134) des transfusions, de 7% pour 2,2% (n=3/134) des transfusions, de 10% pour 1,4% (n=2/134) des transfusions. Le taux de déshydratation médian était de 0%.

h) Indice de condition corporelle

L'indice de condition corporelle notée sur une échelle de 1 à 9 médian à la présentation pour transfusion (n=57) est de 4,6/9 (2 - 8).

28,0% (n=16/57) des chiens présentés sont en surpoids et 15,8% (n=9/57) sont maigres.

i) Autres signes

Un ictère était présent lors de l'examen lors de 15,7% (n=21/134) des transfusions réalisées.

Une CIVD était présente lors de l'examen lors de 14,9% (n=20/134) des transfusions réalisées.

Une thrombocytopénie lors de l'examen lors de 39,6% (n=53/134) des transfusions réalisées.

5) Examens complémentaires pré-transfusion

a) Frottis sanguin

Un frottis sanguin a toujours été réalisé avant transfusion.

83,3% (n=25/30) des frottis documentés présentaient une anomalie. Une piroplasmose a été confirmée pour 12,7% (n=7/55) des frottis documentés et une trypanosomose pour 5,5% (n=3/55) des frottis documentés.

Une anisocytose était décrite pour 14,5% (n=8/55) des frottis documentés, dans 10,9% (n=6/55) des frottis une polychromasie, une sphérocytose dans 1,8% (n=1/55) des frottis, une thrombocytopenie dans 23,6% (n=13/55) des frottis réalisés, et dans 3,6% (n=2/55) des frottis une pancytopenie.

Des cellules néoplasiques probablement d'origine myéloïde (présentant des myéloperoxydases) ont été identifiées dans un frottis.

b) Numération formule

Une numération formule a toujours été réalisé avant transfusion.

c) Protéines totales

Le taux de protéines totales médian lors de la numération formule (n=65) est de 62,5 g/L (42 - 95). L'albuminémie médiane (n=41) est de 27,5 g/L (18 - 60).

41,5% (n=17/41) des chiens transfusés dont l'albuminémie a été évaluée étaient en hypoalbuminémie et 9,8% (n= 4/41) en hyperalbuminémie.

d) Caractérisation de l'anémie

L'anémie a toujours été caractérisée avant transfusion.

65,9% (n=29/44) des anémies caractérisées documentées étaient normocytaire normochrome, 29,5% (n=13/44) macrocytaire normochrome, 2,3% (n=1/44) macrocytaire hypochrome, 4,5% (n=3/44) microcytaire normochrome et 6,8% (n=3/44) microcytaire hypochrome

56,0% (n=37/66) étaient régénératives, 19,7% (n=13/66) hyporégénérative et 24,2% (n=16/66) non régénérative.

e) Hématocrite

L'hématocrite médian lors de la numération formule (n=110) est de 17,0% (2,9 – 49,0).

f) Hémoglobine

Le taux d'hémoglobine médian lors de la numération formule (n=91) est de 31,0 g/L (2,4 – 111,0).

La CCMH médian (n=43) est de 34,5 g/dL (23,8 – 48,8).

Le VGM médian (n=50) est de 67,0 fL (29,1 – 122,0).

La TCMH médiane (n=49) est de 23,0 pg (14,2 – 80,0).

g) Erythrocytes

Le nombre d'érythrocytes médian lors de la numération formule (n=83) est de $2,88 \times 10^{12}/L$ (0,7 – 10,6).

h) Réticulocytes

Le taux de réticulocytes médian lors de la numération formule (n=44) est de 3,5% (0 – 26,6).

Le nombre de réticulocytes médian lors de la numération formule (n=46) est de 99,0 K/ μ L (0 – 494,7).

i) Plaquettes

Une thrombocytopénie lors de l'examen lors de 39,6% (n=53/134) des transfusions réalisées.

Une thrombocytopénie a été confirmée dans 23,6% (n=13/55) des frottis documentés. Le taux plaquettaire médian lors de la numération formule (n=82) est de $93,0 \times 10^3/\mu$ L (0 – 663,0).

j) Autres cellules sanguines

Les anomalies des autres lignées sont toujours investiguées lors de la réalisation de la numération formule avant transfusion.

Une leucocytose a été identifiée lors de 23,1% (n=31/134) des transfusions. Une leucopénie a été identifiée lors de 2,2% (n=3/134) des transfusions.

Une neutrophilie a été identifiée lors de 25,3% (n=34/134) des transfusions. Une neutropénie a été identifiée lors de 3,7% (n=5/134) des transfusions. Une éosinopénie a été identifiée lors de 8,2% (n=11/134) des transfusions. Une éosinophilie a été identifiée lors de 0,7% (n=1/134) des transfusions. Une lymphocytose a été identifiée lors de 3,7% (n=5/134) des transfusions. Une lymphopénie a été identifiée lors de 4,4% (n=6/134) des transfusions. Une monocytose a été identifiée lors de 13,4% (n=18/134) des transfusions.

k) Temps de Quick et temps de céphaline activée

Le temps de Quick médian lors de l'analyse des temps de coagulations pré-transfusion (n=47) est de 14 secondes (7 - 166). 19,1% (n=9/47) des chiens présentés dont le temps de Quick a été réalisé ont un temps de Quick supérieur aux valeurs usuelles, 2,1% (n=1/47) inférieur.

Le temps de céphaline activée médian lors de l'analyse des temps de coagulations pré-transfusion (n=41) est de 93 secondes (21 - 400). 46,3% (n=19/41) des chiens présentés dont le temps de céphaline activée a été réalisé ont un temps de céphaline activée supérieur aux valeurs usuelles, 19,5% (n=8/41) inférieur.

6) Modalités de la transfusion

a) Volume de produit sanguin

Le volume à transfuser médian administré (n=113) est de 10,3 mL/kg (0 - 40).

b) Durée de transfusion

La durée de transfusion médiane (n=84) est de 4 heures (20 minutes – 13 heures).

c) Débit de transfusion moyen

Le débit de transfusion médian (n=80) est de 33,7 mL/h (6 - 200)

d) Débit de transfusion initiale durant les 30 premières minutes

Le débit de transfusion initiale médian durant les 30 premières minutes moyen (n=76) est de 2,0 mL/kg/h (0,3 – 30,3).

e) Débit de transfusion après les 30 premières minutes

Le débit de transfusion après les 30 premières minutes médian (n=76) est de 2,3 mL/kg/h (0,3 – 30,3).

7) Réactions transfusionnelles

a) Interruption de la transfusion

La transfusion a été interrompue lors de 8,2% (n=12/134) des transfusions.

a.1) Choix d'une transfusion en plusieurs étapes

Dans quatre cas soit pour 3,0% (n=4/134) des transfusions et 33,3% (n=4/12) des interruptions, il a été décidé de réaliser la transfusion en plusieurs étapes séparées de pauses, et ce en l'absence de réaction transfusionnelle.

Dans deux cas, elle a été réalisée en quatre fois, donc avec trois arrêts dont une pour l'administration de 4 fois 450 mL pour transfusion à 200 mL/h et 3 mL/kg/h pour AVP associé à une choc hémorragique, hémobdomen et fracture vertébrale. Dans deux autres cas, elle a été réalisée en deux fois, une avec 120 mL sur 3 heures puis 60 mL sur 6 heures, une seconde avec 250 mL puis 200 mL pour transfusion à 22,0 mL/kg, 45,0 mL/h et 5,0 mL/kg/h pour piroplasmose.

a.2) Interruption momentanée en raison de réactions transfusionnelles

Dans deux cas soit pour 1,5% (n=2/134) des transfusions et 16,7% (n=2/12) des interruptions, la transfusion a été interrompue en raison de signes de surcharge volémique puis reprise.

Dans un premier cas, deux arrêts ont été réalisés en suite à l'apparition de signes de surcharge volémique (crépitements à l'auscultation pulmonaire, tachypnée, dyspnée, toux, augmentation de la fréquence cardiaque et de la PAS et tachycardie) après 2h de transfusion à 20,2 mL/kg, 14,7 mL/h et 1,7 mL/kg/h pour néoplasie.

Dans un second cas, elle a été interrompue après l'augmentation de la PAS à 165 mmHg et réalisée en l'administration de deux fois 250 mL lors d'une transfusion à 26,6 mL/kg, 125,0 mL/h et 1,0 mL/kg/h pour état de choc hémorragique dû à une métrorragie.

Dans un cas soit pour 0,7% (n=1/134) des transfusions et 8,3% (n=1/12) des interruptions, la transfusion a été interrompue en raison d'un gonflement de la face (paupières et babines) et de difficultés respiratoires 2 heures après le début de la transfusion à 19,6 mL/kg et débit inconnu dans le cas d'une CIVD avec récurrence d'épanchement et péricardectomie en urgence. La transfusion a été reprise puis terminée après amélioration clinique suite à l'injection de SOLUMEDROL NDV à la dose de 2 mg/kg IV.

a.3) Arrêt définitif de la transfusion en raison de réactions transfusionnelles

Dans quatre cas soit pour 3,0% (n=4/134) des transfusions et 33,3% (n=4/12) des interruptions, la transfusion a été définitivement interrompue en raison de signes de réactions transfusionnelles.

Dans un cas l'arrêt définitif a été décidé suite à une hypertension et augmentation de la PAM à plus de 100 mmHg et tachypnée pour transfusion à 5,7 mL/kg, 66,7 mL/h et 2,0 mL/kg/h pour un hémopéritoine.

Dans un cas l'arrêt définitif a été décidé suite à une hyperthermie per transfusion à 40,2°C lors d'une transfusion à 2,6 mL/kg, 7,6 mL/h et 5,0 mL/kg/h pour syndrome anémique d'étiologie inconnue.

Dans un cas, l'arrêt définitif a été décidé suite une hyperthermie à 40,2°C, une production de méléna, une hématochézie en jet, des vomissements, une dyspnée et une hypotension per-transfusion notée à 100 mmHg au Doppler lors d'une transfusion à 6,3 mL/kg, 37,5 mL/h et 1,5 mL/kg/h pour une anémie d'étiologie inconnue. Un bolus de NaCl 0,9% administré pendant 20 minutes à la dose de 10 mL/kg/h a permis de retrouver une PAS de 130 mmHg.

Dans un cas l'arrêt définitif a été décidé suite à l'apparition d'une respiration agonique, gémissements, agitation et pétéchies vulvaires 3 heures après le début de la transfusion lors d'une transfusion à 25 mL/h et débit inconnu pour envenimation ophidienne. L'euthanasie a été ensuite décidée par les propriétaires deux heures après le choix d'arrêter la transfusion.

a.4) Arrêt définitif de la transfusion en raison d'un décès per-transfusion

Un seul cas de décès per transfusion a été reporté sur une transfusion à 13,0 mL/kg, 30,0 mL/h et 1,3 mL/kg/h pour anémie régénérative associée à une atteinte respiratoire, entraînant l'arrêt définitif de la transfusion.

b) Réaction transfusionnelles per-transfusion

Une réaction transfusionnelle a survenue lors de 12,7% (n=17/134) des transfusions.

Une réaction transfusionnelle per-transfusion a survenue lors de 6,7% (n=9/134) des transfusions.

Dans un cas, des vomissements per transfusion ont été notés après 1 heure puis 2 heures de transfusion, sans interruption de la transfusion à 8,7 mL/kg, 75 mL/h et 2 mL/kg/h dans le cas d'un syndrome hémorragique lié à une leucémie myéloïde.

Dans un cas du méléna, de l'hématochézie en jet, des vomissements accompagné d'une hyperthermie à 40,2°C, d'une dyspnée, et d'une hypotension per-transfusion (100mmHg au Doppler) ont entraîné un arrêt définitif de la transfusion lors d'une transfusion à 6,3 mL/kg, 37,5 mL/h et 1,5 mL/kg/h pour une anémie d'étiologie inconnue. Un bolus de NaCl 0,9% administré pendant 20 minutes à la dose de 10 mL/kg/h a permis de retrouver une PAS de 130 mmHg.

Dans trois cas des signes de surcharge volémique ont été notés per-transfusion. Pour le premier, des crépitements à l'auscultation pulmonaire, tachypnée, dyspnée, toux, augmentation de la fréquence cardiaque et de la PAS et tachycardie) ont été notés après deux heures de transfusion à 20,2 mL/kg, 14,7 mL/h et 1,7 mL/kg/h pour néoplasie. La transfusion a ensuite été reprise. Dans l'autre, une hypertension avec une PAM augmentée à 110 mmHg et une tachypnée ont également motivée une interruption temporaire de la transfusion à 5,7 mL/kg, 66,7 mL/h et 2 mL/kg/h pour hémopéritoine. Dans le troisième cas, une hypertension avec une PAM augmentée à 130 puis 160 mmHg a été notée lors d'une transfusion à 26,6 mL/kg, 125 mL/h et 1 mL/kg/h pour état de choc hémorragique dû à une métrorragie.

Dans un des cas de surcharge volémique, une légère hypothermie a été notée pour une transfusion à 26,6 mL/kg, 125 mL/h et 1 mL/kg/h pour état de choc hémorragique dû à une métrorragie.

Dans trois cas soit 2,2% (n=3/134) des transfusions, une hyperthermie per transfusion à 40,2°C a été notée.

Dans un cas un gonflement de la face dont des babines et paupières accompagné de difficultés respiratoires a été noté 2 heures après le début de la transfusion à 19,6 mL/kg et débit inconnu dans le cas d'une CIVD avec récurrence d'épanchement et péricardectomie en urgence.

Dans un cas, des gémissements, de l'agitation, des pétéchies vulvaires et une forte dégradation avec état de conscience nul, douleur importante et respiratoire agonique ont été reporté 3 heures après le début de la transfusion à 25 mL/h et débit inconnu pour envenimation ophidienne. La transfusion a été définitivement arrêtée et 2 heures après son arrêt, l'euthanasie a été décidée par les propriétaires.

Enfin, un seul cas de décès per transfusion a été reporté sur une transfusion à 13,0 mL/kg, 30 mL/h et 1,3 mL/kg/h pour anémie régénérative associée à une atteinte respiratoire.

Traitements :

Lors de la transfusion de CHARLY en 2016, CHARLY a été traité avec du SOLUMEDROL méthylprednisolone 20 mg/kg IV lors de gonflements de la face (paupières et babines) 2h après le début de la transfusion et de difficultés respiratoires. La transfusion a été ensuite reprise.

Une nouvelle transfusion de 220 ml de sang frais DEA 1- a été réalisée après la mise en place d'une corticothérapie afin de prévenir l'hémolyse précoce des hématies transfusées (Solumédrol 2 mg/kg IV). Après transfusion, l'hématocrite est à 13% et les protéines totales à 48 g/L. Une légère hypocalcémie (calcium ionisé à 1,12 mmol/L) imputable aux nombreuses transfusions a été décelée et a été corrigée à l'aide d'un bolus de gluconate de calcium 10% à 1 ml/kg. Une réelle amélioration de l'état général est notée après la transfusion. CHARLY était plus dynamique et présente un bon appétit. Un traitement à base de prednisolone (1,5 mg/kg PO BID) a été ajouté afin de prévenir une éventuelle hémolyse à médiation immune.

Le lendemain cependant son état se dégrade de nouveau, il est très abattu et perd l'appétit. Une numération formule sanguine de contrôle révèle une aggravation de la pancytopenie avec un hématocrite à 9% et un plasma ictérique. Une quatrième transfusion (400 ml de sang frais DEA 1 -) a été proposée à titre pédagogique mais refusée par les propriétaires compte tenu du pronostic réservé et de l'évolution défavorable des dernières transfusions.

c) Réactions transfusionnelles post-transfusion

Une réaction transfusionnelle post-transfusion est survenue lors de 6,0% (n=7/134) des transfusions.

Dans un cas, des signes de surcharge volémique ont été notés 12 heures après la transfusion avec de légers crépitements à l'auscultation mettant en évidence un léger œdème du poumon.

Dans trois cas soit pour 1,5% (n=2/134) des transfusions, une hémolyse post-transfusionnelle a été mise en évidence.

Dans le premier cas un ictère a été noté le soir de la transfusion lors d'une transfusion à 12,9 mL/kg, 56,2 mL/h et 1,6 mL/kg/h de sang frais du frère de portée, le donneur et le receveur n'ayant pas été typés dans le cas d'une AHMI.

Dans le second cas, une hémoglobinémie à l'issue de la transfusion a mis en évidence une hémolyse intravasculaire du sang transfusé lors d'une transfusion à 7,1 mL/kg, 100 mL/h et 4 mL/kg/h de sang frais de groupe inconnu à un chien de groupe inconnu dans le cas d'une intoxication à l'ibuprofène et état de choc.

Dans le troisième cas, une CIVD post-transfusionnelle a été immédiatement mise en évidence à la fin de la transfusion, avec des vomissements teintés de sang et un décubitus latéral suite à la transfusion de sang frais DEA 1+ à un chien DEA 1- à 6,7 mL/kg et débit inconnu pour anémie hémolytique ne répondant pas aux transfusions. Le chien DEA 1- a ensuite été immédiatement transfusé avec 135 mL de plasma DEA 1- en urgence ce qui a permis une amélioration clinique.

Dans un cas, une légère hypocalcémie post-transfusionnelle avec un calcium ionisé à 1,12 mmol/L, imputable à deux précédentes transfusions réalisée le matin et la veille a été mise en évidence lors d'une troisième transfusion à 6,0 mL/kg et débit inconnu pour anémie hémolytique ne répondant pas

aux transfusions. Elle a été corrigée avec l'administration d'un bolus de gluconate de calcium 10% à la dose de 1 mL/kg.

Dans un cas une hyperthermie à 40,2°C, des tremblements et claquements de dents ont été notés juste à la fin de la transfusion à 3,5 mL/kg, 68 mL/h et 2 mL/kg/h pour piroplasmose.

Dans un cas des vomissements, une diarrhée hémorragique et une hypothermie ont été notés le lendemain de la transfusion à 17,4 mL/kg et débit inconnu pour intoxications aux anticoagulants.

8) Gains apportés par la transfusion

a) Amélioration clinique

Une amélioration clinique post-transfusionnelle a été notée lors de 65,7% (n=88/134) transfusions.

Une forte amélioration clinique post-transfusionnelle a été notée lors de 6,7% (n=9/134) des transfusions, une stabilisation lors de 10,4% (n=14/134) des transfusions et une absence d'amélioration clinique lors de 17,2% (n=23/134) de transfusions.

a.1) Amélioration clinique grâce à la transfusion

Dans 10 cas, les muqueuses étaient de roses et recolorées après la transfusion.

Dans 2 cas, la thrombocytopénie s'est résolue et a été améliorée avec la transfusion.

Dans un cas, la lactatémie a baissé après transfusion (de 4,6 mmol/L pré-transfusion à 2,0 mmol/L post-transfusion).

Dans un cas, l'animal est passé d'un état de stupeur à un état de vigilance et un décubitus sternal après transfusion.

Dans un cas, l'animal était plus calme après transfusion.

Dans deux cas, l'animal était moins tachycarde après transfusion.

Dans cinq cas, l'appétit est revenu après transfusion.

Dans six cas la prise de boisson est revenue après transfusion.

Dans deux cas, il n'y a pas eu d'extension des pétéchies après transfusion et un état stable.

Dans deux cas les saignements ont stoppé lors de la transfusion : l'un 3 heures après le début de la transfusion, l'autre avec une légère augmentation des temps de coagulation.

a.2) Stabilisation grâce à la transfusion

Dans un cas, les vomissements se sont arrêtés après transfusion, la toux émétisante n'était plus présente et seuls les signes neurologiques ont persisté.

Dans un cas, malgré le pronostic sombre, il n'y a plus d'extrasystoles ventriculaires observées en post-transfusion.

Dans quatre cas, la transfusion a permis de stabiliser l'état général de l'animal et a été suivie par une chirurgie (une chirurgie réparatrice, une gastropexie, deux ovariohystérectomies).

a.3) Éléments cliniques persistants post-transfusion

Dans un cas, l'état général était amélioré mais les difficultés respiratoires ont persisté en raison d'un hémothorax qui a ensuite été résolu durant l'hospitalisation.

Dans un cas, l'état général s'est amélioré mais l'œdème de la face et la dyspnée ont persisté.

Dans un cas, l'état général était amélioré mais l'animal restait abattu, en décubitus sternal avec anorexie.

Dans un cas, l'état général était amélioré mais l'hématochézie était persistante.

Dans deux cas, l'état général était amélioré mais le méléna et l'épistaxis étaient persistants.

Dans un cas, les vomissements étaient persistants après transfusion, avec un abdomen douloureux et dilaté.

a.4) Absence d'amélioration et rechute

Dans un cas, les muqueuses étaient toujours pâles.

Dans un cas, l'ictère s'est aggravé en fin de transfusion, l'état clinique était stationnaire.

Dans un cas, la température était augmentée en fin de transfusion, en décubitus sternal.

Dans un cas, des signes d'hyperthermie puis de CIVD avec des pétéchies ont été présentés en fin de transfusion.

Dans un cas, un état comateux a été présenté une heure après la fin de la transfusion, puis cinq heures après le début de la transfusion, des convulsions, vomissements puis un arrêt cardio-respiratoire.

Dans un cas, une respiration agonique a été présentée 3 heures après le début de la transfusion et 2 heures après l'arrêt de la transfusion, l'euthanasie a été décidée par les propriétaires.

Dans un cas, un animal est décédé per-transfusion.

a.5) Rechute clinique le soir de la transfusion

Dans un cas, une diarrhée profuse avec méléna, une tachycardie ventriculaire puis un arrêt cardio-respiratoire ont été présentés en fin de journée en post-transfusion.

a.6) Rechute clinique le lendemain de la transfusion

Dans un cas, des vomissements, une diarrhée hémorragique et hypothermie étaient présents le lendemain. Dans un autre, des vomissements et un plasma ictérique étaient présents le lendemain.

Dans un cas, un état de choc, une douleur abdominale, une hyperthermie et hypotension étaient présents le lendemain.

Dans deux cas une rechute clinique a eu lieu le lendemain avec de nouveau un abattement malgré une amélioration clinique la veille.

b) Amélioration de l'hématocrite

L'hématocrite médian lors de la numération formule post-transfusionnelle (n=64) est de 20,0% (9,5 - 48). Le nombre de points d'hématocrite gagnés médian (n=49) est de 4,0 points (0 - 12,3).

L'hématocrite médian lors de la numération formule 24 heures post-transfusion (n=29) est de 23,5% (9,0 – 47,0).

L'hématocrite médian lors de la numération formule 48 heures post-transfusion (n=17) est de 27,0% (12,6 – 50,0).

c) Autres amélioration hémato-biochimiques

Le taux de protéines totales médian lors de la numération formule post-transfusionnelle (n=42) est de 52 g/L (30 - 86).

Le taux plaquettaire médian lors de la numération formule post-transfusionnelle (n=21) est de 127 x10³/μL (1 - 394).

9) Hospitalisation

a) Durée

La durée d'hospitalisation médiane post transfusion est de 3 jours et demi (1 - 12).

b) Antibiotiques

Un antibiotique a été administré post-transfusion lors de 67,1% (n=90/134) des transfusions.

De la doxycycline a été administrée post-transfusion lors de 7,5% (n=10/134) des transfusions, de l'amoxicilline – acide clavulanique lors de 3,3% (n=3/134) des transfusions, de l'ampicilline – sulbactam lors de 7,5% (n=10/134) des transfusions, de l'amoxicilline lors de 20,1% (n=27/134) des transfusions, de la céfalexine lors de 17,9% (n=24/134) des transfusions, de la métronidazole lors de 3,0% (n=4/134) des transfusions, de l'enrofloxacin lors de 3,3% (n=2/61) des transfusions et de l'enrofloxacin lors de 0,7% (n=1/134) des transfusions, de la marbofloxacin lors de 0,7% (n=1/134) des transfusions .

Une association l'amoxicilline – acide clavulanique et de métronidazole a été administré post-transfusion lors de 4,5% (n=6/134) des transfusions, d'amoxicilline et de métronidazole lors de 1,5% (n=2/134) des transfusions, d'amoxicilline et de céfalexine lors de 0,7% (n=1/134) des transfusions et de céfalexine, gentamicine et métronidazole pour aussi 0,7% (n=1/134) des transfusions.

Antibiotiques administrés

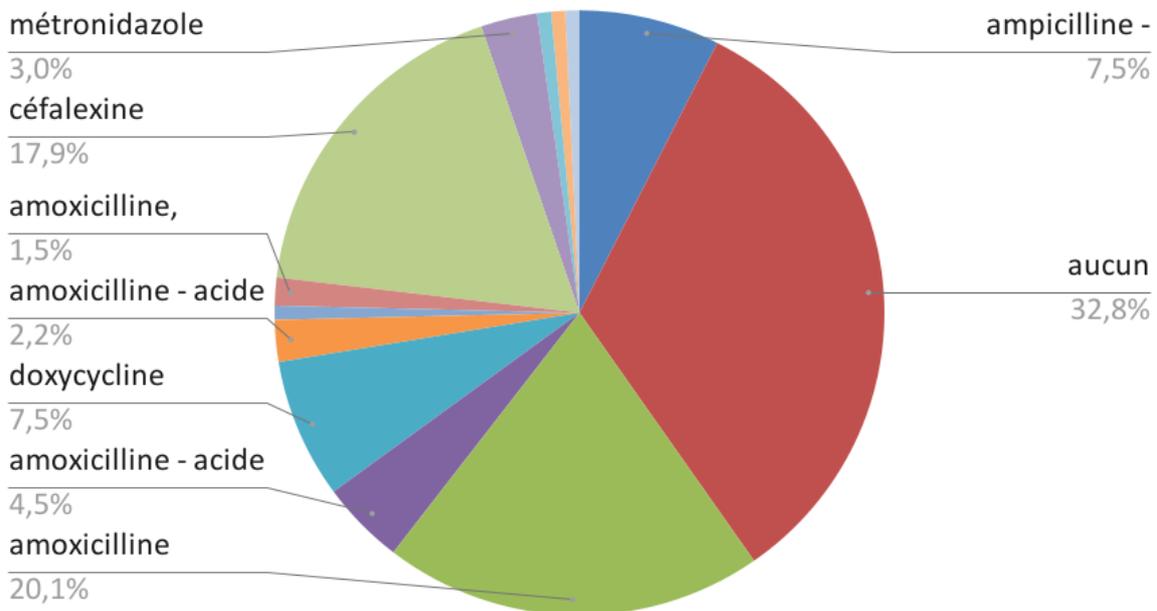


Figure 1 : Répartition des différents antibiotiques administrés post-transfusion durant l'hospitalisation des chiens transfusés

c) AINS

Un AINS n'a été administré post-transfusion lors de 14,9% (n=20/134) des transfusions. Du meloxicam a été administré lors de 6,0% (n=8/134) des transfusions, de l'acide tolfénamique lors de 3,0% (n=4/134) des transfusions, de l'acide tranexamique lors de 3,7% (n=5/134) des transfusions et du paracétamol lors de 2,2% (n=3/134) des transfusions.

d) AIS

Un AIS a été administré post-transfusion lors de 41,8% (n=56/134) des transfusions. De la prednisolone a été administrée lors de 24,6% (n=33/134) des transfusions, de la méthylprednisolone lors de 11,9% (n=16/134) des transfusions, et de la dexaméthasone lors de 7,2% (n=7/134) des transfusions.

e) Fer

Une complémentation ferrique a été administré post-transfusion lors de 29,1% (n=95/134) des transfusions. Du FERCOBSANG a été administré lors de 24,6% (n=33/134) des transfusions, du FUMAFER lors de 11,9% (n=5/134) des transfusions, et de la FERROSTANE lors de 0,7% (n=1/134) des transfusions.

f) Vitamine K

De la vitamine K a été administrée post transfusion lors de 20,1% (n=27/134) des transfusions dont pour tous les cas d'intoxications aux antivitaminiques K ce qui représente 6,7% (n=9/134) des contextes de transfusions.

g) Darbétopoétine

Un analogue de l'érythropoïétine (Darbétopoétine ARANESP) a été administré post transfusion lors de 6,7% (n=9/134) des transfusions.

h) Imidocarbe

De l'imidocarbe CARBESIA a été administré dans 11,2% (n=15/134) des hospitalisations post-transfusion. Pour rappel 6,0% (n=8/134) des transfusions étaient indiquées suite à un diagnostic de piroplasmose.

10) Devenir

a) Rétablissement

76,1% (n=102/134) des transfusions ont menées à un rétablissement et à un retour à la maison après hospitalisation.

b) Fin de vie

Pour 23,9% (n=32/134) des transfusions réalisées, les animaux sont malheureusement décédés per-transfusion ou post-transfusion durant l'hospitalisation et les heures qui ont suivies ou le choix de l'euthanasie a été réalisé.

Dans 29,0% (n=9/32) des décès, la réanimation cardio-respiratoire a été infructueuse en post-transfusion lors de l'hospitalisation.

Un cas de décès spontané per transfusion a été reporté (3,2%, n=1/32) et un lors d'une induction pour thoracotomie (3,2%, n=1/32).

Dans 12,9% (n=4/32) des décès, le décès spontané a eu lieu en post-transfusion lors de l'hospitalisation.

Dans 50,0% (n=16/32) des décès, l'euthanasie a été envisagée, pour 19,4% (n=6/32) des décès par choix des propriétaires non précisée, 12,5% (n=4/32) en raison d'une absence d'amélioration, 9,7% (n=3/32) de forte dégradation, 9,7% (n=3/32) du pronostic sombre.

Sur l'ensemble des transfusions canines réalisées, la prévalence de décès per-transfusion est donc de 0,74% (n=1/134).

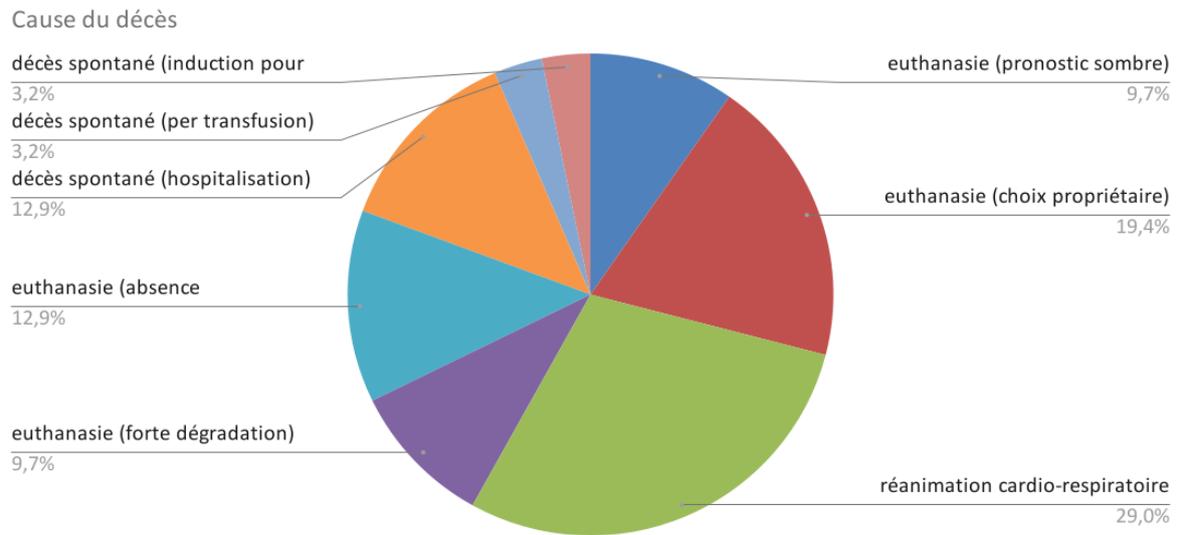


Figure 2 : Répartition des causes de décès per et post transfusion des chiens transfusés

IV – DISCUSSION

1) Matériel et méthode

a) Sélection

Les cas de transfusions décrits dans cette étude ont été recueillis via la base de données des cas de l'école vétérinaire de Nantes ONIRIS hébergée par le logiciel CLOVIS. Les cas ont été reçus au service d'urgences – soins intensifs entre le 1er janvier 2002 et le 31 mai 2022. L'étude rétrospective porte sur plus de 20 ans et présente une large série avec 134 cas de transfusions. Elle permet d'être représentative de la plupart des cas de transfusions canines présentés en médecine vétérinaire.

b) Limites des données analysées

Les compte-rendus ayant été rédigés par les étudiants sur 20 ans, certaines informations n'y ont pas toujours été systématiquement documentées, ce qui entraîne des tailles de population plus petites lors de l'évaluation de certains paramètres comme par exemple l'hématocrite. Néanmoins, une numération formule et un frottis sanguin ont toujours été réalisées en amont de chaque transfusion. L'examen clinique comme par exemple l'état des muqueuses est quant à lui étudiant dépendant et peut donc être subjectif.

2) Principaux résultats et interprétations

a) Epidémiologie, commémoratifs

La première race représentée dans notre étude rétrospective est le labrador, suivi du cocker, des chiens croisés, du bichon puis du golden retriever, du jack russel terrier, du berger allemand et caniche. Le labrador est surtout un chien populaire. D'après Savary-Bataille en 2002, le labrador, le bichon, le caniche ainsi que le cocker sont des races prédisposées aux AHMI pour lesquels une transfusion peut être indiquée. Ces races sont retrouvées dans notre étude rétrospective. Les chiens transfusés ont souvent moins de 7 ans, sans prédominance des jeunes chiens de moins de 2 ans.

Le typage sanguin du receveur a toujours été déterminé avant transfusion, malgré l'absence de risque à la primotransfusion après l'introduction du typage sanguin en 2014. Aucun cas de réaction transfusionnelle à médiation immune n'a été recensé dans notre étude ni à une première, ni à une deuxième ni à une troisième transfusion. Un cas d'hypocalcémie a été reporté après deux transfusions et a été corrigé avec un bolus de gluconate de calcium 10% à 1 mL/kg.

b) Produit sanguin reçu

Le sang frais est le produit sanguin de choix. Quelques cas ont été décrits avec du sang frais réfrigéré jusqu'à 21 jours de réfrigération aplatettaire. Chez le chien, la collecte de sang chez le donneur étant aisée, il est plus facile de trouver un donneur compatible et disponible pour un prélèvement.

La banque de sang au service d'urgences – soins intensifs d'Oniris fonctionne sur appel d'une liste de donneurs disponibles et potentiels, par message sur le groupe des petites annonces des étudiants et personnel de l'école sur Facebook, permettant une recherche rapide et grâce à des poches de réserve.

Du plasma seul a été dans deux cas administré pour corriger une thrombopénie causée par une CIVD post-transfusionnelle et pour corriger un déficit en facteurs de coagulations dans le cas d'une hémophilie de type A, entraînant une carence en facteur VIII. Un culot globulaire a été dans deux cas administré pour corriger une anémie causée par une hémorragie et une seconde d'étiologie inconnue. Le produit sanguin de choix est donc toujours chez le chien le sang frais avec la possibilité de recruter un donneur de grande taille proche de l'école vétérinaire.

Le premier typage sanguin du receveur et donneur a été réalisé en 2014 avec la commercialisation des kits de typage sanguin DEA 1 positif et négatif rapides. L'antigène sanguin testé en pratique est donc uniquement DEA 1. Le risque de réaction transfusionnelle à la primotransfusion étant toujours uniquement théorique et non documenté en pratique, aucun accident transfusionnel n'a été noté avant 2014. Après 2014, à la fois le donneur et le receveur ont toujours été typés avant toute transfusion.

L'hématocrite du donneur était toujours compris dans les valeurs usuelles, entre 30% et 50%. Wardrop et al. propose en 2005 quant à eux un hématocrite pour le donneur supérieur à 40%.

Il est reporté dans notre étude qu'une autotransfusion est suivie d'une allotransfusion dans 50% des cas. La recherche d'un donneur compatible serait ainsi à anticiper en cas d'autotransfusion.

c) Indication de la transfusion

Les transfusions canines ont été réalisées afin de corriger une anémie, une thrombocytopénie ou un déficit en facteurs de coagulation. Aucun cas d'hypoprotéïnémie ou de déficit en enzymes corrigé par transfusion n'a été décrit dans notre étude.

Presque 75% des transfusions canines sont réalisées afin de corriger une anémie, notamment pour les hémorragies, suivies des anémies d'étiologie non identifiées puis des cas de piroplasmose. Castallanos en 2004 décrit également les hémorragies comme la première cause des anémies indiquées pour transfusion.

Les cas de piroplasmose représentent une part significative des cas de transfusions représentant presque 10% des cas de transfusions. Ce chiffre encourage la poursuite de toujours réaliser un frottis sanguin dans le cas d'une suspicion d'anémie et avant toute transfusion.

Presque 10% des cas sont des cas de AHMI. On retrouve parmi les races présentées pour transfusion dans le cas d'une AHMI des races prédisposées à une AHMI évoquées dans la littérature par Savary-Bataille en 2002 comme le cocker (déficience en phosphofructokinase), le labrador et le caniche (anémie hémolytique non sphérocytaire).

Presque 10% des transfusions sont également réalisées sur des animaux en état de choc, d'où l'importance d'un personnel disponible et de moyens permettant une surveillance per-transfusion et un plateau de réanimation.

De nombreux cas de métorrhagie nécessitant une transfusion sont également rapportés dans notre étude ainsi que d'envenimation ophidienne. La connaissance de ces différentes causes permettrait de mieux anticiper une prise en charge aux urgences avec une recherche précoce d'un donneur disponible avant l'admission de l'animal.

Les transfusions pré et post opératoires en cas d'hémorragie représente une très faible part des causes d'anémies pour lesquelles une transfusion est réalisée dans notre étude.

Les CIVD à l'origine d'une thrombopénie sont également une cause très fréquente de transfusion.

Les intoxications aux antivitaminiques K se révèlent elles être plus anecdotiques (3% des cas).

d) Examen clinique

Un tiers des chiens présentés sont en surpoids. Compte tenu des réactions d'hypothermie ou d'hyperthermie pouvant être présentées lors de réactions transfusionnelles, des mesures de réchauffement ou de refroidissement peuvent être anticipées pour ces animaux. Les animaux admis sont plus fréquemment hypothermes.

Presque 20% des chiens admis étant déshydratés, leur hémocrite peut donc avoir été surestimé. L'hémocrite peut en effet être augmenté en cas de déshydratation par hémococoncentration ou diminué par hémodilution (Castallanos, 2004).

Un examen complet général est toujours à réaliser avant toute transfusion, mettant en évidence par exemple un ictère ou un début de CIVD et pouvant orienter sur la rapidité de la décision de transfuser.

e) Examens complémentaires pré-transfusion

Un frottis sanguin a toujours été réalisé avant transfusion. 40% des chiens présentaient une thrombocytopénie mettant en évidence l'importance de la réalisation d'un comptage plaquettaire.

Les trois Cavalier King Charles présents dans notre étude présentaient une thrombocytopénie à la numération formule lors de deux cas de piroplasmose et un cas d'intoxication aux dérivés coumariniques. A la numération formule les macrothrombrocytes des Cavalier King Charles sont comptés comme des hématies pouvant résultat une thrombopénie artéfactuelle. Le comptage plaquettaire est donc tout autant important chez sa race pour préciser l'indication de transfusion, s'il s'agit réellement d'une thrombopénie ou d'une anémie.

40% des chiens présentés pour transfusion sont en hypoalbuminémie. L'hypoalbuminémie n'est pas considérée comme une indication de transfusion. Castallanos en 2004 la recense comme telle, en la classant comme la troisième indication de transfusion, après l'anémie et les déficits en facteurs de coagulation.

65% des anémies étaient normocytaire normochrome. Chez le chien les principales causes sont intramédullaire dans le cas d'une aplasie médullaire (ehrlichiose, leishmaniose) ou d'un lymphome, ou extramédullaire dans le cas d'une inflammation chronique, d'une néoplasie ou de dysendocrinies.

30% des anémies étaient macrocytaire normochrome. Chez le chien les principales causes sont une carence en vitamine B12 ou une atteinte médullaire dans le cas d'une dysérythropoïèse ou d'une myélodysplasie.

Plus anecdotiquement, 7% des anémies étaient microcytaire hypochrome. Chez le chien elles sont causées par une carence en fer.

Les anémies transfusées étaient pour la majorité (60%) régénératives. Dans le cas des anémies hyporégénératives et arégénératives la question des récives cliniques et du bénéfice court terme d'une transfusion sont à considérer. D'après Castallanos en 2004, les hématies transfusées compatibles avec le receveur ont en effet une demi-vie dans le compartiment sanguin d'environ 21 jours seulement.

L'hématocrite médian lors de la numération formule avant transfusion est de 17% et le taux d'hémoglobine médian de 31 g/L.

Ces valeurs sont supérieures à celles proposées par Deschamps et Roux en 2020 qui proposent de transfuser dans le cas d'un animal clinique avec un hématocrite inférieur à 10% selon l'état euvoémique ou hypovolémique de l'animal ou un taux d'hémoglobine inférieur à 4,5 g/L associé à une thrombopénie. La clinique joue donc également une importance dans la décision de transfuser.

f) Modalités de la transfusion

Le volume transfusé médian est de 10 mL/kg ce qui conforte les recommandations de Deschamps et Roux en 2020 avec une recommandation en pratique de 10 mL/kg afin de gagner 5 points d'hématocrites.

La durée de transfusion médiane est également de 4 heures, ce qui conforte de nouveau les recommandations de Deschamps et Roux en 2020 afin de limiter le risque infectieux présent d'inoculer l'animal transfusé avec un staphylocoque cutané.

Il n'est pas reporté dans notre étude de différence significative entre le débit de transfusion initial et le débit de transfusion après les 30 premières minutes de transfusion qui est dans les deux cas d'environ 2 mL/kg/h. Kisielewicz en 2014 recommande quant à lui, pour un animal stable normovolémique et sans affection cardiaque un débit de transfusion initial de 0,5 mL/kg/h. En l'absence de réaction transfusionnelle choisit de proposer de l'augmenter jusqu'à 2, 10 ou 20 mL/kg/h. On retrouve dans notre étude des débits de transfusion plus élevés pouvant aller jusqu'à 30 mL/kg/h.

g) Réactions transfusionnelles

Le risque de surcharge volémique ou de réaction transfusionnelle avec augmentation de la température sont surveillés de près dans la première heure transfusion avec un monitoring tous les 10 minutes. Les précautions sont respectées avec des interruptions momentanées en cas de

suspicion de surcharge volémique. Pour 3% des transfusions il a été décidé de réaliser celle-ci en plusieurs étapes pour prévenir ces risques.

Une réaction transfusionnelle a survenue lors de 13% des transfusions et pour celles per-transfusion pour 7% des transfusions. Les réactions décrites dans la littérature et dans la première partie sont bien documentées et connues et retrouvées avec des cas de surcharge volémique pour des volumes transfusés variés, et plus rarement d'hyperthermie per-transfusion.

Une corticothérapie a été mise en place dans de gonflement de la face et de difficultés respiratoires per-transfusion avec succès.

Un seul cas de décès a été noté sur 134 transfusions. La surveillance est toujours continue lors d'une transfusion afin de prévenir ce risque au maximum. Aucune réaction septique n'a été décrite dans notre étude. La transfusion se révèle être un acte thérapeutique avec une sécurité haute.

En hospitalisation post-transfusion, il est retrouvé pour 6% des transfusions des cas d'hémolyse, parfois mise en évidence par un ictère, de CIVD post-transfusionnelle et d'hypocalcémie corrigée avec succès avec un bolus de gluconate de calcium 10% à 1 mL/kg.

Non documenté dans la littérature, il a été également décrit un cas de vomissements, de diarrhée hémorragique et d'hypothermie le lendemain de la transfusion.

h) Gains apportés par la transfusion

Dans 66% des transfusions une amélioration clinique a été notée post transfusion. La transfusion est donc un choix thérapeutique qui si répondant aux indications décrites dans la première partie peut donc profiter beaucoup à l'animal et aider à améliorer son état clinique lors d'une prise en charge d'urgence.

Parmi les cas où la transfusion n'a pas permis une amélioration clinique, trois cas de décès ont été notés une fois la transfusion terminée avec un état comateux, des convulsions ou une respiration agonique. La clinique de l'animal à l'arrivée joue donc toujours un rôle dans le pronostic si l'animal arrive déjà fortement dégradée et avec ses différentes fonctions nécessitant une réanimation ne pouvant être corrigée par une transfusion. Cinq cas de rechute clinique sur les 134 cas de transfusion ont été reportés.

La transfusion permet de corriger significativement une anémie avec une médiane de 4 points d'hématocrite gagnés et un maximum de 12,3 points. Castallanos en 2004 décrit une médiane d'environ 6 points d'hématocrite gagnés avec une transfusion. La transfusion est un choix thérapeutique avec une balance bénéfices/risques donc très intéressante pour les cas d'anémies cliniques la nécessitant.

i) Hospitalisation

Le retour à la maison est rapide avec une médiane d'hospitalisation de 3 jours, ce qui témoigne de l'amélioration clinique rapide suite à une transfusion. La transfusion peut donc être un acte confortable pour l'animal ne nécessitant pas une longue hospitalisation et également pour le propriétaire.

Une antibiothérapie est presque systématiquement mise en place lors de l'hospitalisation en post transfusion (67% des cas). Il n'a pas été décrit dans la littérature de recommandations mais le risque infectieux d'inoculation d'un staphylocoque cutané décrit par Deschamps et Roux en 2020 et le risque infectieux lors d'une transfusion décrit par Wardrop et al. en 2016 et Tocci en 2010 appuient cette proposition du recours à l'antibiothérapie.

Un AINS est administré dans presque 40% des transfusions. Aucun consensus n'a été retrouvé dans la littérature. Une complémentation ferrique n'est pas systématique (30% des cas) tout comme le recours à un analogue de l'érythropoïétine (7% des cas).

De l'imidocarbe est notablement administré en raison des anémies transfusées pour piroplasmose.

j) Devenir

Pour 76% des transfusions l'animal s'est rétabli et est retourné chez lui à la fin de son hospitalisation. La transfusion est donc un acte thérapeutique le plus souvent très bénéfique pour l'animal et bien toléré.

Dans les 24% des cas restant, l'animal est décédé principalement post-transfusion avec une réanimation cardio-respiratoire infructueuse, un décès spontané. Le recours à l'euthanasie pour des animaux dégradés ne répondant pas à la transfusion représente 50% des causes de décès.

Dans notre étude la prévalence de décès per-transfusion est de 0,74%. Il n'a pas été trouvé dans la littérature d'étude rétrospective sur une série de transfusions canines afin de comparer le devenir des animaux.

QUATRIEME PARTIE – Etude rétrospective de 32 cas d’allotransfusions sanguines félines

I – OBJECTIFS

Cette étude regroupe des chats présentés et transfusés au service d’urgences – soins intensifs d’ONIRIS. Elle a pour but d’analyser les indications de transfusion et les éléments de décision au choix d’une transfusion sanguine comme opportunité thérapeutique et de comparer les différentes modalités et réalisations des transfusions (volume, débits, monitoring), ainsi que le devenir des animaux transfusés. Elle a également pour but de documenter la fréquence des réactions transfusionnelles et les groupes sanguins identifiés.

II – MATERIEL ET METHODE

1) Population d’étude

a) Critères d’inclusion

Les allotransfusions félines décrites dans cette étude ont été recueillies via la base de données des cas de l’école vétérinaire de Nantes ONIRIS hébergée par le logiciel CLOVIS. Les cas ont été reçus au service d’urgences – soins intensifs et rédigés par les étudiants puis relus par les internes et assistants hospitaliers entre le 1^{er} janvier 2013 et le 31 mai 2022. Les allotransfusion seules ont été conservées. Les xénotransfusions sont étudiées dans la cinquième partie. Un animal ayant été transfusé deux fois compte pour deux transfusions

b) Critères d’exclusion

Parmi les cas d’anémie, uniquement les cas où une transfusion a eu lieu ont été conservés. Les cas d’anémie sans transfusion n’ont pas été conservés. Les cas reçus aux services de médecine interne ou de chirurgie de l’école n’ont pas été conservés. Les xénotransfusions sont elles étudiées dans la cinquième partie. Tous les chats ayant eu une transplantation rénale ont été transfusés avec le sang de leur donneur mais n’ont pas été inclus dans notre étude.

c) Recueil des données à partir du logiciel CLOVIS

Les cas ont été recueillis à partir de la recherche des mots-clés « anémie » et « transfusion ». Les mots clés de facturation « ur-transfusion », « h-transfusion » et « ur-typage sanguin » ont ensuite été recherchés pour vérifier que la totalité des allotransfusions félines de la base de données avaient été sélectionnées pour l’étude. Pour chaque cas sélectionné, les données ont été recueillies à partir de différents comptes rendus incluent ceux de la consultation d’urgence, de l’hospitalisation et des examens complémentaires dont le détail des analyses sanguines réalisées. Les cas cliniques recueillis sont identifiés par leur année de transfusion, date de transfusion, propriétaire, numéro de dossier, nom, date de naissance, sexe et statut reproducteur de l’animal.

2) Uniformisation des variables

Pour les variables qualitatives :

La mention « sang frais » correspond au « sang frais total » i.e du sang prélevé sur un donneur dans la journée avant d'après la définition de sang frais évoquée dans l'étude synthétique.

Pour les variables quantitatives :

Pour les variables quantitatives, en l'absence de renseignement sur la variable étudiée dans les comptes rendus, le champ est laissé vide et n'est pas pris en compte dans les calculs statistiques.

Les choix suivants d'uniformisation ont été faits lors de la récupération des données :

Traitements : uniquement le nom de la molécule a été conservé dans le tableau d'étude

Fin de vie : toutes les fins de vies ont été représentées en détail soit : euthanasie (absence d'amélioration), euthanasie (pronostic sombre), euthanasie (réanimation non souhaitée), euthanasie (rechute), euthanasie (forte dégradation), euthanasie (choix propriétaire), réanimation cardio-respiratoire infructueuse, décès spontané (hospitalisation), décès spontané (per transfusion), décès spontané (induction pour thoracotomie d'urgence)

Les variables détaillées dans cette troisième partie sont valables pour les deux autres études rétrospectives détaillées dans la quatrième et cinquième partie.

3) Variables d'intérêt qualitatives et quantitatives

a) Epidémiologie, commémoratifs, anamnèse

Les critères évalués sont :

- race
- groupe sanguin
- passé transfusionnel soit le nombre de transfusions précédentes : 0, 1, 2, 3
- réalisation d'un typage sanguin : o, n
- commémoratifs sans incidence sur la transfusion : % de chats stérilisés
- âge en jours à la transfusion

b) Produit sanguin reçu

Les critères évalués sont :

- type de produit sanguin reçu : sang frais, N
- groupe sanguin du donneur
- hématocrite du donneur
- origine du donneur : inconnu, frère ou sœur de portée
- réalisation d'un cross match

La race, taille et poids du donneur dans le cas d'un don de sang frais ne sont pas étudiés car ils sont rarement documentés dans la base de données. L'origine du donneur est également uniquement mentionnée dans quelques cas qui sont détaillés plus bas.

c) Indication de la transfusion

Les critères évalués sont :

- l'indication de la transfusion : anémie, thrombocytopénie
- l'étiologie de l'anémie ou de la thrombocytopénie si elle est connue
- maladies concomitantes

d) Examen clinique

Les critères évalués sont :

- qualité du pouls : régulier frappé concordant, régulier filant concordant, bondissant frappé concordant, régulier frappé non concordant, régulier très frappé concordant, régulier hyperkinétique concordant, non perceptible, N
- couleur des muqueuses
- fréquence cardiaque : valeur, normale, tachycardie, bradycardie, inaudible, N
- fréquence respiratoire : valeur, tachypnée, polypnée, dyspnée, N
- anomalies cardiaques : souffle (caractérisation, grade), souffle anémique, arythmie, bruits cardiaques atténués, bruit de galop, n (classer selon % souffle)
- température : moyenne, médiane, % hypothermes, % hyperthermes
- TRC (< s) : 1, 2, 3, NE
- déshydratation (< %) : 0, 3, 5, 7, 10
- ictère : o, n
- CIVD : o, n
- ICC (indice de condition corporelle) : de 1 à 9, moyenne, surpoids (% d'ICC >5/9), maigreur (% d'ICC <3/9)
- autres signes cliniques
- consultation préalable chez le vétérinaire traitant : o, n
- cas référé : o, n

On considère qu'un chat est normotherme si sa température est comprise dans l'intervalle [38,1 – 39,2] °C. Elle est en moyenne de 38,6°C.

La fréquence cardiaque normale d'un chat est située entre 160 et 200 bpm. Un chat est considéré tachycarde si sa fréquence cardiaque est supérieure à 200 bpm, bradycarde si elle est inférieure à 160 bpm et bradycarde sévère si elle est inférieure à 120 bpm.

La fréquence respiratoire normale d'un chat est située entre 24 et 42 mpm. Un chat est considéré en tachypnée si sa fréquence respiration est supérieure à 40 mpm.

On considère qu'un animal est maigre lorsque son ICC est strictement inférieur à 3/9.

On considère qu'un animal est en surpoids lorsque son ICC est strictement supérieur à 5/9.

e) Examens complémentaires pré-transfusion

Les critères évalués sont :

- Présence d'une thrombocytopénie: o, n

- Frottis sanguin : hémobartonellose, hémobartonellose suspectée, thrombocytopénie, pancytopénie, anisocytose, polychromasie, RAS, n...
- Réalisation d'une NF : o, n
- Caractérisation de l'anémie : normocytaire normochrome, normocytaire hypochrome, macrocytaire normochrome, macrocytaire hypochrome, microcytaire hypochrome, N
- Anémie régénérative : o, hyporégénérative, n, N
- Protéines totales (g/L)
- Albumine (g/L)
- Hématocrite (%)
- Hémoglobine (g/L)
- CCMH (g/dL) : Concentration Corpusculaire Moyenne en Hémoglobine
- VGM (fL) : Volume Globulaire Moyen
- TCMH (g/dL) : Teneur Corpusculaire Moyenne en Hémoglobine (différence avec CCMH ?)
- Erythrocytes ($\times 10^{12}/L$)
- Réticulocytes (K/ μ L)
- Réticulocytes (%)
- Plaquettes ($\times 10^3/L$)
- Autres anomalies de la numération formule : leucocytose, leucopénie, neutrophilie, neutropénie, éosnophilie, éosniopénie, lymphocytose, lymphopénie, monocytose
- Temps de Quick (s)
- Temps de Céphaline activée (s)

L'hémobartonellose se diagnostique par la présence de mycoplasmes intra-érythrocytaires.

L'anémie est qualifiée :

- d'arégnérative si le nombre de réticulocytes est inférieur à 50 000 cellules/mm³
- de régénérative si le nombre de réticulocytes est supérieur à 50 000 cellules/mm³
- de très régénérative si le nombre de réticulocytes est supérieur à 100 000 cellules/mm³.

L'animal est dit thrombocytopénie si la numération plaquettaire est inférieure à 100 000/mm³.

L'animal est dit en hypoalbuminémie pour une albuminémie inférieure à 22 g/L et en hyperalbuminémie pour albuminémie supérieure à 32 g/L.

Les valeurs usuelles du temps de Quick sont comprises entre 8 et 12 secondes.

Les valeurs usuelles du temps de Céphaline activée sont comprises entre 65 et 119 secondes.

f) Modalités de la transfusion

Les critères évalués sont :

- Volume (mL)
- Volume par kg de poids vif (mL/kg)
- Débit de transfusion (mL/h)
- Débit de transfusion initiale de 0 à 30 minutes (mL/h/kg)
- Débit de transfusion après 1-4h (mL/h/kg)

g) Réactions transfusionnelles

Les critères évalués sont :

- Interruption de la transfusion : ralentissement, réalisée en plusieurs fois, arrêt final car réaction
- Réactions : hyperthermie per-transfusion, hyperthermie post-transfusion, vomissements noirâtres, hypothermie, hématurie, hémolyse 24h post-transfusion, ictère débutant 24h post-transfusion, surcharge volémique

h) Gains apportés par la transfusion

Les critères évalués sont :

- Amélioration clinique : non, stable, oui, oui ++
- Détails de l'amélioration clinique
- Hématocrite post transfusionnel (%)
- Points d'hématocrite gagnés avec la transfusion
- Hématocrite 24h post transfusion (%)
- Hématocrite 48h post transfusion (%)
- Protéines totales post transfusion (g/L)
- Plaquettes post transfusion ($\times 10^3/L$)

i) Hospitalisation

Les critères évalués sont :

- durée d'hospitalisation en jours
- antibiotiques : céfovécine, doxycycline, ampicilline – sulbactam, céfalexine, amoxicilline - acide clavulanique, métronidazole, clindamycine, céfalexine, enrofloxacin, gentamicine, marbofloxacin, n
- AINS : meloxicam, acide tolfénamique, acide trenaxamique, n
- AIS : prednisolone, dexaméthasone, méthylprednisolone, n
- Fer : FERCOBSANG®, FUMAFER®, FERROSTAN®, n
- Vitamine K1 : o, n
- Darbépoétine (ARANESP®) : o, n

FERCOBSANG® : fer, cyanocobalamine, cobalt, nicotinamide

Darbépoétine ARANESP® : analogue de l'EPO

Acide tranexamique EXACYL® : anti-fibrinolytique, analogue synthétique de la lysine bloquant de manière réversible les sites de liaison de la lysine présents sur le plasminogène, inhibe le processus de fibrinolyse et la dégradation de la fibrine en caillot

j) Devenir

Les critères évalués sont :

- Rétablissement : o, n

- Fin de vie : euthanasie (absence d'amélioration), euthanasie (pronostic sombre), euthanasie (réanimation non souhaitée), euthanasie (rechute), euthanasie (forte dégradation), euthanasie (choix du propriétaire), réanimation cardio-respiratoire infructueuse, décès spontané (hospitalisation), décès spontané (per transfusion), décès spontané (induction pour thoracotomie d'urgence)

Dans le cas des xénotransfusions félines détaillées dans la cinquième partie, il a été évalué si une allotransfusion féline avait ensuite été réalisée suite à la xénotransfusion.

4) Analyses statistiques descriptives et étude de la population totale

a) Données qualitatives

Les données qualitatives ont été décrites avec Excel et la fréquence de chaque paramètre dans la population est étudiée.

b) Données quantitatives

Les données quantitatives ont été décrites avec Excel et la médiane et l'effectif n, les valeurs minimales et maximales atteintes et la répartition de chaque variable sont étudiées.

III – RESULTATS

L'étude compte 32 cas d'allotransfusions sanguines félines réalisées entre le 1^{er} janvier 2013 et le 31 mai 2022.

1) Epidémiologie, commémoratifs

a) Race

Les allotransfusions ont été réalisées sur des chats de race européen (87,58%, n=28/32), sacré de birmanie (6,3%, n=2/32) et norvégien (3,2%, n=1/32).

b) Groupe sanguin du receveur

Un typage sanguin du receveur est toujours réalisé avant transfusion. 90,6% (n=29/32) des chats présentés pour allotransfusions sont de groupe A et 9,4% (n=3/32) sont de groupe B.

c) Passé transfusionnel

Il s'agit d'une primotransfusion pour 84,4% (n=27/32) des allotransfusions et d'une seconde transfusion pour 15,6% (n=5/32) des allotransfusions. Aucune réaction transfusionnelle n'a été décrite lors d'une seconde transfusion.

d) Signalement sans incidence sur la transfusion

62,5% (n=20/32) des transfusions réalisées sont pour des chats stérilisés, les autres sont entiers. Aucune transfusion n'a été réalisée sur une chatte gestante ou en post-partum. 59,4% (n=19/32) des chats transfusés sont des mâles.

e) Age

L'âge médian en jours à la présentation pour allotransfusion est de 1184 jours soit environ 5 ans (37 jours – 15 an et demi). 40,6% (n=13/32) des chats transfusés ont moins de 2 ans.

2) Produit sanguin reçu

a) Type de produit

Les allotransfusions représentent 64,0% (n=32/50) des transfusions félines réalisées à ONIRIS entre le 1^{er} janvier 2013 et le 31 mai 2022. Les autres transfusions félines réalisées sont des xénotransfusions qui sont elles détaillées dans la cinquième partie. Aucune transfusion autologue n'a été réalisée sur l'ensemble des transfusions félines réalisées à ONIRIS. Le produit sanguin utilisé est documenté dans 62,5% (n=20/32) des comptes rendus est du sang frais. Aucun sang réfrigéré n'est documenté.

b) Groupe sanguin du donneur

Un typage sanguin du receveur est toujours réalisé avant transfusion. 90,6% (n=29/32) des chats présentés pour allotransfusions sont de groupe A et 9,4% (n=3/32) sont de groupe B.

Les chats de groupe A ont toujours été transfusés avec du sang de chat de groupe A (n=32).

Les chats de groupe B ont toujours été transfusés avec du sang de chat de groupe B (n=32).

c) Hématocrite du donneur

L'hématocrite du donneur médian (n=5) est de 40% (30 – 50).

d) Réalisation d'un cross match

Aucun cross match n'a été réalisé dans cette étude.

e) Frère de portée

Dans 6,3% (n=2/32) des transfusions, le donneur était un frère de portée et la transfusion a été réalisée avec du sang frais.

Dans le cas de la transfusion de MURDOK en 2021, il a été précisé dans le compte rendu que le frère de portée a été sédaté avec du propofol (PROPOVET NDV) et du diazépam (VALIUM NDV), testé FIV et FeLV négatif avant le don et que 9 mL/kg de sang ont été prélevés. Le donneur et le receveur étaient tous deux typés et de groupe A. La transfusion s'est réalisée sans interruption, avec une amélioration clinique et un rétablissement.

Dans le cas de la transfusion de MYRTILLE en 2016 avec le sang de son frère de portée également de groupe sanguin B MYRTILLE est décédée par arrêt cardio-respiratoire durant la transfusion.

3) Indication de la transfusion

a) Indication et étiologie

90,6% (n=29/32) des allotransfusions ont été réalisées pour une anémie.

9,4 % (n=3/32) des allotransfusions ont été réalisées pour une thrombocytopénie, dont le cas d'une CIVD en post-opératoire d'une exérèse de chaîne mammaire et deux cas de pancytopenie (FeLV).

6,3% (n=2/32) des allotransfusions ont été réalisées pour un déficit en facteurs de coagulation associé à une anémie.

Les principales causes des anémies transfusées sont les anémies d'étiologie non identifiée, suivies des anémies centrales et des hémorragies.

Parmi les anémies causées par des agents infectieux, 6,3% (n=2/32) des allotransfusions sont indiquées pour une anémie causée par une hémobartonellose, 3,1% (n=1/32) par une leucose dû au virus du FeLV (entraînant également une thrombocytopénie), 6,3% (n=2/32) pour un typhus et 9,4%

(n=3/32) par une immunodéficience féline dû au virus du FIV dont pour une associée à une hémobartonellose.

Parmi les autres causes d'anémie, 6,3% (n=2/32) des allotransfusions ont été réalisées dans le cas d'un état de choc, 9,4% (n=3/32) d'une anémie centrale, 15,7% (n=5/32) d'une anémie d'étiologie non identifiée, 3,1% (n=1/32) d'une AHMI, 6,3% (n=2/32) d'une hémorragie en pré-opératoire, 3,1% (n=1/32) en post-opératoire. On compte 6,3% (n=2/32) de cas de néoplasie et un cas d'envenimation ophidienne.

3,1% (n=1/32) des allotransfusions sont indiquées pour une anémie causée par une MRC, 6,3% (n=2/32) pour une atteinte hépatique donc une triade féline.

Enfin parmi les déficits en facteurs de coagulation, on compte un cas de suspicion de coagulopathie sur néoplasie et un cas d'intoxication aux antivitaminiques K.

b) Maladies concomitantes

6,3% (n=2/32) des chats transfusés étaient FIV+, 40,6% (n=13/32) FIV- et 46,9% (n=15/32) de statut FIV inconnu. 9,4% (n=3/32) des chats transfusés étaient FeIV+, 3,1% (n=1/32) FeIV- et 50,0% (n=16/32) de statut FeIV inconnu.

c) Consultation chez le vétérinaire traitant préalable

Pour 40,6% (n=13/32) des transfusions, le cas est un cas référé à ONIRIS. Une consultation chez le vétérinaire traitant a été réalisée pour 31,2% (n=10/32) des transfusions.

4) Examen clinique

a) Muqueuses

Les muqueuses étaient blanches subictériques dans 3,1% (n=1/32) des allotransfusions et ictériques dans 3,1% (n=1/32) des allotransfusions.

b) Temps de recoloration capillaire

Le temps de recoloration capillaire n'était pas évaluable dans 59,4% (n=19/32) des allotransfusions. Le temps de recoloration capillaire était de 0 secondes dans 31,2% (n=10/32) des transfusions, de 2 secondes dans 6,3% (n=2/32) des transfusions, de 3 secondes dans 6,3% (n=2/32) des transfusions. Le temps de recoloration capillaire médian était de 2 secondes.

c) Pouls

Le pouls était régulier frappé concordant dans 93,7% (n=30/32) des transfusions, régulier bondissant concordant dans 3,1% (n=1/32) des transfusions et non perceptible dans 3,1% (n=1/32) des transfusions.

d) Paramètres cardiaques

La fréquence cardiaque médiane lors de l'examen clinique pré-transfusionnel (n=32) est de 200 bpm (120 - 240). 6,3% (n=2/32) des chats étaient en tachycardie et 9,4% (n=3/32) en bradycardie et 6,3% (n=2/32) en bradycardie sévère. Un souffle a été détecté dans 31,3% (n=10/32) des auscultations et un bruit de galop dans 6,3% (n=2/32) des auscultations.

e) Paramètres respiratoires

La fréquence respiratoire médiane lors de l'examen clinique pré-transfusionnel (n=32) est de 46 mpm (24 - 76). 40,6% (n=13/32) des chats présentés étaient en tachypnée, 3,1% (n=1/32) en polypnée et 3,1% (n=1/32) en dyspnée.

f) Température

La température médiane lors de l'examen clinique pré-transfusionnel (n=27) est de 38,2°C (33,4 – 40,1). 18,5% (n=5/27) des chats présentés sont hyperthermes et 29,6% (n=8/27) hypothermes.

g) Déshydratation

46,9% (n=15/32) des chats présentés pour une transfusion étaient déshydratés. Le taux de déshydratation était de 3% pour 3,1% (n=1/32) des allotransfusions, de 5% pour 25,0% (n=8/32) des allotransfusions, de 7% pour 9,4% (n=3/32) des allotransfusions, de 10% pour 12,5% (n=4/32) des allotransfusions. Le taux de déshydratation médian était de 1,5%.

h) Indice de condition corporelle

L'indice de condition corporelle notée sur une échelle de 1 à 9 médian à la présentation pour transfusion (n=30) est de 4/9 (2 - 8).

9,4% (n=3/32) des chats présentés sont en surpoids et 1,6% (n=1/32) sont maigres.

i) Autres signes

Un ictère était présent lors de l'examen lors de 9,4% (n=3/32) des allotransfusions réalisées.

Une CIVD était présente lors de l'examen lors de 1,6% (n=1/32) des allotransfusions réalisées.

Une thrombocytopénie lors de l'examen lors de 40,6% (n=13/32) des allotransfusions réalisées.

5) Examens complémentaires pré-transfusion

a) Frottis sanguin

Un frottis sanguin a toujours été réalisé avant transfusion.

76,9% (n=10/13) des frottis documentés présentaient une anomalie. Une hémobartonellose a été confirmée pour 38,5% (n=5/13) des frottis documentées.

Des fantômes d'hématies ont été décrits dans 7,7% (n=1/13) des frottis documentés et des rares réticulocytes ont été décrits dans 7,7% (n=1/13) des frottis documentés. Une thrombocytopénie a été confirmée dans 23,1% (n=3/13) des frottis documentés.

b) Numération formule

Une numération formule a toujours été réalisée avant chaque transfusion.

c) Protéines totales

Le taux de protéines totales médian lors de la numération formule (n=22) est de 63 g/L (42 - 95). L'albuminémie médiane lors de la numération formule (n=6) est de 27 g/L (20 - 34). 33,3% (n=2/6) des chats transfusés dont l'albuminémie a été évaluée étaient en hypoalbuminémie et 33,3% (n= 2/6) hyperalbuminémie.

d) Caractérisation de l'anémie

L'anémie a toujours été caractérisée avant transfusion.

45,5% (n=10/22) des anémies caractérisées documentées étaient normocytaire normochrome, 31,8% (n=7/22) macrocytaire normochrome, 9,0% (n=2/22) macrocytaire hypochrome et 13,6% (n=3/22) microcytaire hypochrome.

31,8% (n=7/22) des anémies caractérisées documentées étaient régénératives, 40,9% (n=9/22) hyporégénérative et 27,3% (n=6/22) non régénérative.

e) Hématocrite

L'hématocrite médian lors de la numération formule (n=31) est de 9% (4 – 18).

f) Hémoglobine

Le taux d'hémoglobine médian lors de la numération formule (n=23) est de 6,6 g/L (1,2 – 60,0).

La CCMH médian (n=23) est de 31,8 g/dL (26,1 – 36,0).

Le VGM médian (n=23) est de 45,8 fL (34,3 – 85,2).

La TCMH médiane (n=23) est de 14,5 pg (11,9 – 22,2).

g) Erythrocytes

Le nombre d'érythrocytes médian lors de la numération formule (n=23) est de $2,3 \times 10^{12}/L$ (0,3 – 7,9).

h) Réticulocytes

Le taux de réticulocytes médian lors de la numération formule (n=8) est de 0,6% (0 – 6,8).

Le nombre de réticulocytes médian lors de la numération formule (n=20) est de 16,8 K/ μ L (0,9 – 327,4).

i) Plaquettes

Une thrombocytopénie est présente lors de 40,6% (n=53/134) des allotransfusions réalisées. Une thrombocytopénie a été confirmée dans 15,4% (n=2/13) des frottis documentés. Le taux plaquettaire médian lors de la numération formule (n=25) est de 91 $\times 10^3$ / μ L (0 – 663,0).

j) Autres cellules sanguines

Les anomalies des autres lignées sont toujours investiguées lors de la réalisation de la numération formule avant transfusion.

Une leucocytose a été identifiée lors de 12,5% (n=4/32) des transfusions. Une leucopénie a été identifiée lors de 12,5% (n=4/32) des transfusions. Une neutrophilie a été identifiée lors de 9,4% (n=3/32) des transfusions. Une neutropénie a été identifiée lors de 12,5% (n=4/32) des transfusions. Une éosinopénie a été identifiée lors de 9,4% (n=3/32) des transfusions. Une lymphocytose a été identifiée lors de 9,4% (n=3/32) des transfusions. Une lymphopénie a été identifiée lors de 12,5% (n=4/32) des transfusions. Une monocytose a été identifiée lors de 15,6% (n=5/32) des transfusions.

k) Temps de Quick et temps de céphaline activée

Le temps de Quick médian lors de l'analyse des temps de coagulations pré-transfusion (n=4) est de 38 secondes (16 - 100). 100% (n=4/4) des chats dont le temps de Quick a été évalué ont un temps de Quick supérieur aux valeurs usuelles.

Le temps de céphaline activée médian lors de l'analyse des temps de coagulations pré-transfusion (n=4) est de 97 secondes (17 - 148). 25,0% (n=1/4) des chats dont le temps de céphaline activée a été évalué avait un temps supérieur aux valeurs usuelles et 25,0% (n=1/4) inférieur aux valeurs usuelles.

6) Modalités de la transfusion

a) Volume de produit sanguin

Le volume à transfuser médian administré (n=31) est de 10 mL/kg (4,2 – 16,7).

b) Durée de transfusion

La durée de transfusion médiane (n=23) est de 3 heures et 15 minutes (45 minutes – 4 heures).

c) Débit de transfusion moyen

Le débit de transfusion médian (n=42) est de 14,9 mL/h (1,7 – 40,0).

d) Débit de transfusion initial durant les 30 premières minutes

Le débit de transfusion initiale durant les 30 premières minutes médian (n=21) est de 2,3 mL/kg/h (0,5 – 6,9).

e) Débit de transfusion après les 30 premières minutes

Le débit de transfusion initiale après les 30 premières minutes médian (n=21) est de 3,7 mL/kg/h (2,0 – 9,0).

7) Réactions transfusionnelles

a) Interruption de la transfusion

La transfusion a été interrompue lors de 6,3% (n=2/32) des transfusions. Dans un cas, la transfusion a été interrompue et le débit ralenti car la pression artérielle avait tendance à augmenter per transfusion. Dans un dernier cas, la transfusion a été interrompue en raison de l'arrêt cardio-respiratoire per-transfusionnel.

b) Réactions transfusionnelles per-transfusion

Une réaction transfusionnelle est survenue lors de 15,6% (n=5/32) des transfusions.
Une réaction per-transfusion est survenue lors de 12,5% (n=4/32) des allotransfusions.

Dans un cas, une polypnée a été notée per-transfusion lors d'une transfusion à 9,2 mL/kg et 13,3 mL/h dans le cas d'un chat présentant un état de choc hypovolémique un syndrome anémique et un ictère. Dans un cas, la PAM a augmenté per-transfusion avant d'être stable post-transfusion lors d'une transfusion à 9,3 mL/kg et 2,3 mL/kg/h dans le cas d'une leucose féline. La transfusion a été ralentie. Dans un troisième cas, une hyperthermie (40,1°C) a été notée per-transfusion suivie d'une amélioration clinique après transfusion lors d'une transfusion à 13,4 mL/kg et débit non documenté pour une anémie d'origine centrale.

Enfin, un seul cas d'arrêt cardio-respiratoire per transfusion a été reporté sur un chat avec un état à l'admission très détérioré, une dyspnée un pouls non perceptible, des muqueuses blanches et sèches et une hémobartonellose lors d'une transfusion à 10,0 mL/kg et 38,0 mL/h avec un débit initial à 5,8 mL/h. La prévalence de décès per-transfusion est de 3,1%.

c) Réactions transfusionnelles post-transfusion

Une réaction transfusionnelle post-transfusion est survenue lors de 3,1% (n=1/32) des transfusions. Une hyperthermie à la fin de la transfusion (40°C) a été notée, suivie par l'hospitalisation et un rétablissement lors d'une transfusion à 14,5 mL/kg et débit inconnu pour anémie hémolytique.

8) Gains apportés par la transfusion

a) Amélioration clinique

Une amélioration clinique post-transfusionnelle a été notée lors de 90,6% (n=29/32) des allotransfusions. Une forte amélioration clinique post-transfusionnelle a été notée lors de 12,5% (n=4/32) des allotransfusions. Une stabilisation de l'état clinique post-transfusionnelle a été notée lors de 9,4% (n=3/32) des allotransfusions.

Une absence d'amélioration clinique post-transfusionnelle a été notée lors de 9,4% (n=3/32) des allotransfusions.

Dans deux cas il a été documenté des muqueuses étaient plus rosées après la transfusion. Dans un cas l'animal s'est mis en décubitus sternal après transfusion et se déplaçait de nouveau.

b) Amélioration de l'hématocrite

L'hématocrite médian lors de la numération formule post-transfusionnelle (n=23) est de 14% (8 – 30). Le nombre de points d'hématocrite gagnés avec la transfusion médian (n=23) est de 3,2 points (0 - 13).

L'hématocrite médian lors de la numération formule 24 heures post-transfusion (n=13) est de 15% (10 - 27). Celui 48 heures post-transfusion (n=7) est de 16% (10 - 25).

c) Autres amélioration hémato-biochimiques

Le taux de protéines totales médian lors de la numération formule post-transfusionnelle (n=15) est de 68 g/L (55 - 98).

Le taux plaquettaire médian lors de la numération formule post-transfusionnelle (n=5) est de 70 x10³/μL (0 - 390).

9) Hospitalisation

a) Durée

La durée d'hospitalisation médiane post transfusion est de 2 jours (1 - 8).

b) Antibiotiques

Un antibiotique a été administré post-transfusion lors de 84,4% (n=27/32) des allotransfusions. De la doxycycline a été administrée post-transfusion lors de 55,6% (n=15/27) des cas, de l'amoxicilline – acide clavulanique lors de 33,3% (n=9/27) des cas, de l'ampicilline – sulbactam lors de 25,9% (n=7/27) des cas et de la céfovécine lors de 3,7% (n=1/27) des cas ayant reçu une antibiothérapie.

c) AINS

Un AINS a été administré post-transfusion lors de 6,3% (n=2/32) des allotransfusions, dans un cas il s'agissait de meloxicam et dans l'autre d'acide tolfénamique.

d) AIS

Un AIS a été administré post-transfusion lors de 53,1% (n=17/32) des transfusions. De la prednisolone a été administrée lors de 55,6% (n=10/18) des transfusions, de la méthylprednisolone lors de 22,2% (n=4/18) des transfusions et de la dexaméthasone lors de 22,2% (n=4/18) des transfusions.

e) Fer

Un complément ferrique (FERCOBSANG) a été administré post transfusion lors de 53,1% (n=17/32) des allotransfusions.

f) Vitamine K

De la vitamine K a été administrée post transfusion lors de 12,5% (n=4/32) des allotransfusions dont pour dont dans le cadre d'un cas d'intoxication aux antivitaminiques K.

g) Darbétopoétine

Un analogue de l'érythropoïétine (Darnétopoétine ARANESP) a été administré post transfusion lors de 25,0% (n=8/32) des xénotransfusions.

10) Devenir

a) Rétablissement

78,1% (n=25/32) des allotransfusions ont menées à un rétablissement et à un retour à la maison après hospitalisation.

b) Fin de vie

Pour 15,6% (n=5/32) des transfusions réalisées, les animaux sont malheureusement décédés per-transfusion ou post-transfusion durant l'hospitalisation et les heures qui ont suivies ou le choix de l'euthanasie a été réalisé.

Dans 60,0% (n=3/5) des décès, la réanimation cardio-respiratoire a été infructueuse en post-transfusion lors de l'hospitalisation.

IV – DISCUSSION

1) Matériel et méthode

a) Sélection

Les cas d'allotransfusions félines décrits dans cette étude ont été recueillis via la base de données des cas de l'école vétérinaire de Nantes ONIRIS hébergée par le logiciel CLOVIS. Les cas ont été reçus au service d'urgences – soins intensifs entre le 1er janvier 2013 et le 31 mai 2022. L'étude rétrospective porte sur environ 10 ans. La série est de taille modérée (32 cas seulement). Les cas de xénotransfusions ont été séparés de cette étude et sont décrits dans la cinquième partie.

b) Limites des données analysées

Les compte-rendus ayant été rédigés par les étudiants sur environ 10 ans, certaines informations n'y ont pas toujours été systématiquement documentées, ce qui entraîne des tailles de population plus petites lors de l'évaluation de certains paramètres comme par exemple l'hématocrite. Néanmoins, un groupage sanguin du receveur, une numération formule et un frottis sanguin ont toujours été réalisées en amont de chaque transfusion. L'examen clinique comme par exemple l'état des muqueuses est quant à lui étudiant dépendant et peut donc être subjectif.

2) Principaux résultats et interprétations

a) Epidémiologie, commémoratifs

La première et majoritaire race représentée dans notre étude rétrospective est l'europpéen, avec seulement trois cas anecdotiques avec d'autres races (sacré de birmanie, norvégien). Les races prédisposés à une AHMI (somali, abyssin) n'ont pas été retrouvées dans notre étude.

Un typage sanguin a toujours été réalisé avant transfusion, conformément pour éviter la survenue d'une réaction transfusionnelle hémolytique à médiation immune dont le risque est élevé à la primotransfusion. 90% des chats de notre étude sont de groupe A et 10% de groupe B. Ces chiffres sont proches de ceux décrits en France sur des chats parisiens par Eyquem et al. en 1962.

Dans 85% des cas il s'agissait d'une primotransfusion et dans 15% des cas une seconde transfusion. Un typage sanguin du receveur et du donneur est toujours effectué. Aucune réaction transfusionnelle n'a été décrite lors d'une seconde transfusion. A la différence des transfusions canines, il n'a pas été décrit de cas d'hypocalcémie avec une seconde transfusion.

Les chats transfusés ont majoritairement moins de 5 ans, avec une prédominance significative des jeunes chats de moins de 2 ans. Il n'a pas été recensé dans la littérature de prédominance d'âge. Les transfusions semblent dans notre étude plutôt concerner les chats jeunes.

b) Produit sanguin reçu

Les allotransfusions représentatent 64% des transfusions félines réalisées au service d'urgences – soins intensifs d'ONIRIS. Aucune transfusion autologue n'a été réalisée, ce qui peut être imputable à de plus faibles volumes sanguins chez le chat que chez le chien ou un prélèvement sanguin

nécessitant une contention plus forte que chez le chien. Aucune indication de transfusion autologue n'a été documentée dans la littérature.

Le sang frais est le seul produit sanguin utilisé en l'absence de banque de sang féline. Comme pour les transfusions canines, le donneur est recherché à l'aide d'une liste et sur un appel sur les petites annonces Facebook des étudiants et personnel. Un typage sanguin, une numération formule, un frottis sanguin ainsi qu'un dépistage FIV/FelV sont toujours réalisées pour le donneur.

Dans deux cas un frère de portée a été donneur. Il peut être intéressant de typer les autres chats du propriétaire concerné en cas de risque d'indication de transfusion afin de trouver un donneur le plus rapidement possible.

Le typage sanguin du donneur est toujours réalisé et les chats de groupe A sont toujours transfusés avec du sang de chat de groupe A et les chats de groupe B avec du sang de chat de groupe B. Ces pratiques sont en accord avec les recommandations de la littérature. Auer et al en 1983 puis Castallanos en 2004 décrivent en effet qu'en cas d'incompatibilité une réaction hémolytique à médiation immune peut se révéler fatale pour le receveur. Wilkerson et al en 1991 décrit également qu'une incompatibilité de transfusion réduit la durée de vie des hématies transfusés et de ce fait l'efficacité de la transfusion.

Aucun cross match n'est réalisé, uniquement le typage sanguin à la fois du receveur et du donneur. Le risque d'incompatibilité dû au groupe Mik n'a pas été documenté dans notre étude.

L'hématocrite du donneur était toujours compris dans les valeurs usuelles, entre 30% et 50%. Wardrop et al. propose en 2005 quant à eux un hématocrite pour le donneur supérieur à 30% ce qui est respecté dans notre étude.

c) Indication de la transfusion

Les transfusions félines ont été réalisées afin de corriger une anémie, une thrombocytopenie ou un déficit en facteurs de coagulation. Aucun cas d'hypoprotéinémie ou de déficit en enzymes corrigé par transfusion n'a été décrit dans notre étude. Dans l'étude sur 91 cas d'allotransfusions félines de Weingart et al. en 2004, l'hypoprotéinémie avait été décrite comme une indication de transfusion et 2% des transfusions avaient été indiquées pour corriger une hypoprotéinémie. Aucun cas de transfusion afin de prévenir ou corriger une anémie causée par d'une érythrolyse néonatale n'a été reporté dans notre étude rétrospective ni dans celle de Weingart et al. en 2004.

90% des allotransfusions félines sont réalisées afin de corriger une anémie. Dans l'étude sur 91 cas d'allotransfusions félines de Weingart et al. en 2004, l'anémie est également la première indication de transfusion. Les deux principales causes des anémies transfusées étaient les anémies causées par défaut d'érythropoïèse (48% des anémies transfusées) et l'hémorragie (44% des anémies transfusées). Une prévalence plus faible des transfusions indiquées pour une anémie causée par une MRC est décrite dans notre étude (3% des allotransfusions félines et représentant 10% allotransfusions félines indiquées pour une anémie).

Il est important de noter la part importante des anémies ou panleucopéniées causées par les agents infectieux chez le chat représentées dans notre étude (25% des allotransfusions) avec l'hémobartonellose, le virus du FeLV, le virus de la panleucopénie féline (typhus) et le virus du FIV. Les immunodéficiences causées par le virus du FIV représentent à elles seules 10% des causes d'indications d'allotransfusions.

Les cas d'hémobartonellose représentent une plus faible part des allotransfusions décrites dans notre étude (6%). En 2020, Deschamps et Roux recommandent uniquement la transfusion en cas d'hémobartonellose clinique. Le Gold Standard pour le diagnostic de l'hémobartonellose est la PCR cependant un frottis sanguin est toujours réalisé avant transfusion.

Un seul cas d'AHMI a été décrit (3% des allotransfusions félines) au contraire des transfusions canines où les cas d'AHMI représentent 10% des transfusions canines dans notre étude décrite dans la troisième partie. Le somali et l'abyssin décrit comme les races prédisposées à une AHMI évoquées dans la littérature par Savary-Bataille en 2002 ne sont pas retrouvées dans notre étude rétrospective.

Tout comme pour les transfusions canines, 6% des transfusions sont également réalisées sur des animaux en état de choc, d'où l'importance d'un personnel disponible et de moyens permettant une surveillance per-transfusion et un plateau de réanimation.

Un seul cas de CIVD à l'origine d'une thrombocytopénie a été décrit ainsi qu'un seul cas d'intoxication aux antivitaminiques K, les coagulopathies représentant 6% des cas d'allotransfusions. Similairement dans l'étude sur 91 cas d'allotransfusions félines, les déficits en facteur de coagulation représentaient 2% des indications d'allotransfusions félines.

d) Examen clinique

Une part significative (30%) des chats admis étaient hypothermes. Des mesures de réchauffement sont à prévoir à l'admission et à avoir à disposition au besoin en cas d'admission en urgence.

40% des chats admis étaient en tachypnée. Le monitoring et le suivi d'une tachypnée ainsi que d'autres signes d'hyperthermie ou de surcharge volémique sont à évaluer avec soin lors de la transfusion afin de prévenir au mieux les réactions transfusionnelles.

50% des chats admis étant déshydratés, leur hématoците peut donc avoir été surestimé. L'hématoците peut en effet être augmenté en cas de déshydratation par hémococentration ou diminué par hémodilution (Castallanos, 2004).

Un examen complet général est toujours à réaliser avant toute transfusion, mettant en évidence par exemple un ictère et pouvant orienter sur la rapidité de la décision de transfuser. Un seul cas de CIVD a été décrit dans notre études sur les allotransfusions félines, une prévalence ainsi moindre en comparaison des transfusions canines.

e) Examens complémentaires pré-transfusion

Un frottis sanguin a toujours été réalisé avant transfusion. Le frottis sanguin renseigne notamment sur le portage de *Mycoplasma felis*. Or une hémobartonellose a été confirmée pour 40% des frottis documentés de notre étude rétrospective. Cependant d'après Deschamps et Roux en 2002 seules les hémobartonelloses cliniques sont indicatrices de transfusion. La clinique de l'animal est à prendre en compte lors de l'examen d'entrée avant de choisir de transfuser un animal anémié porteur de *Mycoplasma felis*. Le Gold Standard du diagnostic de l'hémobartonellose est la PCR. Celle-ci n'est pas réalisée systématiquement en routine avant transfusion au contraire du frottis sanguin, toujours réalisé.

33% des chats présentés pour allotransfusion dont l'albuminémie a été évaluée sont en hypoalbuminémie. L'hypoalbuminémie n'est pas considérée comme une indication de transfusion. Dans une étude rétrospective sur 91 cas d'allotransfusions félines en 2004 Weingart et al. décrit l'hypoprotéinémie comme une indication de transfusion et celle-ci représentent 2% des indications de transfusions.

45% des anémies étaient normocytaire normochrome. Chez le chat la principale cause d'une anémie normocytaire normochrome est une atteinte intramédullaire comme par exemple une leucémie, un lymphome ou un myélome.

30% des anémies étaient macrocytaire normochrome. Chez le chat les principales causes sont une atteinte médullaire comme une dysérythropoïèse ou une myélodysplasie et une infection par le virus du FeLV.

9% des anémies étaient macrocytaire hypochrome. Chez le chat les principales causes sont les hémolyses ou les pertes sanguines.

Plus fréquemment que dans notre étude sur les transfusions canines 13 % des anémies étaient microcytaire hypochrome. Chez le chat comme chez le chien elles sont causées par une carence en fer pouvant être causée par des pertes sanguines ou une néoplasie.

L'hématocrite médian lors de la numération formule avant transfusion est de 9% et le taux d'hémoglobine médian de 6 g/L. Ces valeurs sont plus faibles que celles présentées par les chiens dans notre troisième partie avec un hématocrite médian à 17% et un taux d'hémoglobine médian de 31 g/L. Les chats supportent plus facilement un taux d'hématocrite faible que d'autres espèces. Ces valeurs rejoignent celles proposées par Deschamps et Roux en 2020 qui proposent de transfuser dans le cas d'un animal clinique avec un hématocrite inférieur à 10% selon l'état euvoémique ou hypovolémique de l'animal ou un taux d'hémoglobine inférieur à 4,5 g/L associé à une thrombopénie.

Une thrombocytopénie a elle été confirmée pour une part significative des allotransfusions réalisées (40%) dont pour certaines indiquées pour corriger une anémie. Le comptage plaquettaire ainsi que la numération formule sont toujours à réaliser avant transfusion.

f) Modalités de la transfusion

Le volume transfusé médian est de 10 mL/kg ce qui est en pratique supérieur aux recommandations de Deschamps et Roux en 2020 qui proposent 4 à 8 mL/kg afin de gagner 3 points d'hématocrite. Le volume transfusé minimal est lui toujours de 4 mL/kg.

La durée de transfusion médiane est de 3 heures et 15 minutes, plus faible et conforme aux recommandations de Kisielewicz en 2014 et Deschamps et Roux en 2020 afin de limiter le risque infectieux présent d'inoculer l'animal transfusé avec un staphylocoque cutané. Toutes les transfusions de notre étude ont toujours été réalisées en moins de 4 heures avec une durée minimale de 45 minutes.

Une différence significative entre le débit de transfusion initial et le débit de transfusion après les 30 premières minutes de transfusion a été noté dans notre étude à la différence des transfusions canines avec un débit de transfusion initial médian de 2,3 mL/kg/h et de transfusion après 30 minutes de 3,7 mL/kg/h. Le risque de survenue d'une réaction transfusionnelle (dont les surcharges volémiques) est prévenu.

Kisielewicz en 2014 recommande quant à lui, pour un animal stable normovolémique et sans affection cardiaque un débit de transfusion initial plus faible de 0,5 mL/kg/h. En l'absence de réaction transfusionnelle il choisit de proposer de l'augmenter jusqu'à 2 mL/kg/h.

Les débits de transfusions sont toujours modérées et plus faibles que chez le chien avec un débit de transfusion maximal de 9 mL/kg/h au lieu de 30 mL/kg/h décrit chez le chien.

g) Réactions transfusionnelles

Le risque de surcharge volémique ou de réaction fébrile sont surveillés de près dans la première heure transfusion avec un monitoring tous les 10 minutes. Les précautions sont respectées avec des interruptions momentanées dans 6% des transfusions notamment en cas de suspicion de surcharge volémique.

Une réaction transfusionnelle a survenue lors de 15% des transfusions et pour celles per-transfusion pour 12% des transfusions.

Les réactions décrites dans la littérature et dans la première partie sont bien documentées et connues et retrouvées avec des cas de surcharge volémique pour des volumes transfusés variés et de réactions fébriles. Un cas d'hyperthermie à 40,1°C a été décrit per-transfusion suivie d'une amélioration clinique après transfusion. En comparaison Weingart et al. décrivent en 2004 dans leur étude rétrospective sur 91 cas d'alotransfusions félines une survenue d'une réaction transfusionnelle à médiation non immune dans seulement 1,2% des transfusions. D'après Tocci en 2010 une réaction fébrile peut cependant être aussi le signe d'un sepsis ou d'une réaction hémolytique à médiation immune. En 1995 Harrel et al décrit les réactions fébriles non hémolytiques comme la deuxième cause de réaction transfusionnelle chez le chat.

Un seul cas de réaction post-transfusionnelle immédiate a été noté avec une hyperthermie à 40°C.

Aucune réaction septique n'a été décrite dans notre étude rétrospective.

Un seul cas de décès per transfusion a été noté sur 32 transfusions. La surveillance est toujours continue lors d'une transfusion afin de prévenir ce risque au maximum.

h) Gains apportés par la transfusion

Dans 90,6% des transfusions une amélioration clinique a été notée post transfusion. La transfusion est donc un choix thérapeutique qui si répondant aux indications décrites dans la première partie peut donc profiter beaucoup à l'animal et aider à améliorer son état clinique lors d'une prise en charge d'urgence, et les chats répondant davantage encore mieux à la transfusion qu'aux chiens (66% des transfusions canines ont été suivies d'une amélioration clinique immédiate post transfusion).

Parmi les trois cas où la transfusion n'a pas permis une amélioration clinique immédiate post transfusion, il est décrit un cas de FIV avec amélioration clinique et retour à la maison après 3 jours d'hospitalisation, un cas de CIVD avec retour à la maison après 5 jours d'hospitalisation et un cas d'arrêt cardio-respiratoire avec réanimation infructueuse per-transfusion sur un chat atteint d'une anémie d'étiologie non identifiée, avec hémobartonellose au frottis sanguin et un hématokrite à 9%.

La transfusion permet de corriger significativement une anémie avec une médiane de 3 points d'hématocrite gagnés et un maximum de 13 points, une correction identique à celles chez le chien. La transfusion est un choix thérapeutique avec une balance bénéfices/risques donc très intéressante pour les cas d'anémies cliniques la nécessitant.

i) Hospitalisation

Le retour à la maison est rapide avec une médiane d'hospitalisation de 2 jours, ce qui témoigne de l'amélioration clinique rapide suite à une transfusion. Afin d'éviter le stress du chat en hospitalisation un retour à la maison rapide est également toujours privilégié pour cette espèce. La transfusion peut donc être un acte confortable pour l'animal ne nécessitant pas une longue hospitalisation et également pour le propriétaire.

Une antibiothérapie est presque systématiquement mise en place lors de l'hospitalisation en post transfusion (84% des cas) et davantage que pour les transfusions canines (67% des cas). Il n'a pas été décrit dans la littérature de recommandations d'antibiothérapie mais le risque infectieux d'inoculation d'un staphylocoque cutané décrit par Deschamps et Roux en 2020 et de contamination par la poche par Kisielewicz en 2014 ainsi que le risque de transmission d'un agent infectieux porté par le donneur lors d'une transfusion décrit par Wardrop et al. en 2016 et Tocci en 2010 appuient cette proposition du recours à l'antibiothérapie.

Un AINS est rarement administré (6% des allotransfusions) au contraire des transfusions canines (40%). Le recours à un AIS est beaucoup plus fréquent (50% des cas). Aucun consensus n'a été retrouvé dans la littérature. Une complémentation ferrique est également plus fréquente que pour les transfusions canines (50% des cas contre 30% chez le chien).

Un analogue de érythropoïétine n'est pas systématique (25% des allotransfusions) mais est également plus fréquemment administré que chez le chien (7% des cas de transfusions canines décrites dans la troisième partie).

j) Devenir

Pour 78% des allotransfusions l'animal s'est rétabli et est retourné chez lui à la fin de son hospitalisation. La transfusion est donc un acte thérapeutique le plus souvent très bénéficiaire pour l'animal et bien toléré. Ce chiffre est similaire à celui des transfusions canines (75%).

Dans les 22% des cas restant, l'animal est décédé principalement post-transfusion avec une réanimation cardio-respiratoire infructueuse, un décès spontané. Le recours à l'euthanasie pour des animaux dégradés ne répondant pas à la transfusion représente 40% des causes de décès.

Dans notre étude la prévalence de décès per-transfusion est de 3,13%. Celle-ci est supérieure à celle pour les transfusions canines (0,74%).

CINQUIEME PARTIE – Etude rétrospective de 18 cas de xénotransfusions félines

I – OBJECTIFS

Cette étude regroupe les cas de xénotransfusions félines au service d’urgences – soins intensifs d’ONIRIS. Elle a pour but d’analyser les indications de xénotransfusion et les éléments de décision au choix d’une xénotransfusion féline comme opportunité thérapeutique et de comparer les différentes modalités et réalisations des transfusions (volume, débits, monitoring), ainsi que le devenir des animaux transfusés. Elle a également pour but de documenter la fréquence des réactions transfusionnelles et les groupes sanguins identifiés.

II – MATERIEL ET METHODE

1) Population d’étude

a) Critères d’inclusion

Les xénotransfusions félines décrites dans cette étude ont été recueillies via la base de données des cas de l’école vétérinaire de Nantes ONIRIS hébergée par le logiciel CLOVIS. Les cas ont été reçus au service d’urgences – soins intensifs et rédigés par les étudiants puis relus par les internes et assistants hospitaliers entre le 1^{er} janvier 2013 et le 31 mai 2022. Les xénotransfusions seules ont été conservées. Les allotransfusions sont étudiées dans la cinquième partie. Un animal ayant été transfusé deux fois compte pour deux transfusions.

b) Critères d’exclusion

Parmi les cas d’anémie, uniquement les cas où une transfusion a eu lieu ont été conservés. Les cas d’anémie sans transfusion n’ont pas été conservés. Les cas reçus aux services de médecine interne ou de chirurgie de l’école n’ont pas été conservés. Les allotransfusions félines sont elles étudiées dans la cinquième partie.

c) Recueil des données à partir du logiciel CLOVIS

Les cas ont été recueillis à partir de la recherche des mots-clés « anémie » et « transfusion ». Les mots clés de facturation « ur-transfusion », « h-transfusion » et « ur-typage sanguin » ont ensuite été recherchés pour vérifier que la totalité des xénotransfusions félines de la base de données avaient été sélectionnées pour l’étude. Pour chaque cas sélectionné, les données ont été recueillies à partir de différents comptes rendus incluent ceux de la consultation d’urgence, de l’hospitalisation et des examens complémentaires dont le détail des analyses sanguines réalisées. Les cas cliniques recueillis sont identifiés par leur année de transfusion, date de transfusion, propriétaire, numéro de dossier, nom, date de naissance, sexe et statut reproducteur de l’animal.

2) Uniformisation des variables

L’uniformisation est identique à celle décrite dans la quatrième partie dans l’étude rétrospective des allotransfusions félines.

3) Variables d'intérêt qualitatives et quantitatives

Les variables d'intérêts lors des xénotransfusions félines sont décrites dans la quatrième partie dans l'étude rétrospective des transfusions homologues félines.

4) Analyses statistiques descriptives et étude de la population totale

a) Données qualitatives

Les données qualitatives ont été décrites avec Excel et la fréquence de chaque paramètre dans la population est étudiée.

b) Données quantitatives

Les données quantitatives ont été décrites avec Excel et la médiane et l'effectif n , les valeurs minimales et maximales atteintes et la répartition de chaque variable sont étudiées.

III – RESULTATS

L'étude compte 18 cas de xénotransfusions félines réalisées entre le 1^{er} janvier 2013 et le 31 mai 2022.

1) Epidémiologie, commémoratifs

a) Race

Les transfusions ont été réalisées sur des chats de race européen (88,9%, n= 16/18), bengal (5,6%, n=1/18), abyssin (5,6%, n=1/18).

b) Groupe sanguin du receveur

Un typage sanguin est toujours réalisé avant transfusion. 44,4% (n=8/18) des chats de notre échantillon n'ont pas eu leur groupe documenté dans les compte rendus, 38,8%, (n=7/18) sont de groupe A, 16,7%, (n=3/18) sont de groupe B. La prévalence du groupe A parmi notre échantillon est donc de 70,0% (n=7/10) et celle du groupe B de 30,0% (n=3/10).

c) Passé transfusionnel

Chaque xénotransfusion réalisée était toujours une primotransfusion (n=18).

d) Signalement sans incidence sur la transfusion

88,9% (n=16/18) des xénotransfusions réalisées sont sur des chats stérilisés, les autres sont entiers. Aucune transfusion n'a été réalisée sur une chatte gestante ou en post-partum. 61,1% (n=11/18) des chats transfusés sont des mâles.

e) Age

L'âge médian en jours à la présentation pour xénotransfusion est de 761 jours soit environ 2 ans (9 mois – 12 ans).

2) Produit sanguin reçu

a) Type de produit

Les xénotransfusions représentent 36,0% (n=18/50) des transfusions félines réalisées à ONIRIS entre le 1^{er} janvier 2013 et le 31 mai 2022. Les autres transfusions félines réalisées sont des allotransfusions qui sont elles détaillées dans la quatrième partie.

b) Groupe sanguin du donneur

Le groupe sanguin du donneur n'a été déterminé qu'une seule fois lors des xénotransfusions soit pour 5,6% (n=1/18) des xénotransfusions. Le donneur était DEA1+ et le receveur un chat de groupe A.

c) Hématocrite du donneur

L'hématocrite du donneur n'a été déterminé qu'une seule fois lors des xénotransfusions soit pour 5,6% (n=1/18) des xénotransfusions. Il était de 58,0%.

d) Réalisation d'un cross match

Aucun cross match n'a été réalisé lors de xénotransfusion avec du sang frais de chien.

3) Indication de la transfusion

a) Indication et étiologie

88,9% (n=16/18) des xénotransfusions ont été réalisées pour une anémie.

11,1% (n=2/18) des xénotransfusions ont été réalisées pour un déficit en facteurs de coagulation suite à une intoxication par les anticoagulants, associé à une anémie.

Aucune xénotransfusion n'a été réalisée dans le cadre d'une thrombocytopénie.

Les principales causes des anémies transfusées sont les hémobartonelloses, suivies des anémies d'étiologie non identifiée puis des anémies d'origine centrale.

Parmi les cas d'anémie, 22,2% (n=4/18) des xénotransfusions ont été réalisées pour une anémie d'étiologie non identifiée, 16,7% (n=3/18) pour une anémie d'origine centrale suspectée dont un cas de myélodysplasie.

16,7% (n=3/18) des xénotransfusions ont été réalisées dans le cas d'une hémobartonellose dont un cas à une hémobartonellose associée à une AHMI secondaire et 16,7% (n=3/18) pour une AHMI également. On compte aussi un cas de pyothorax, une intoxication à l'ibuprofène et une envenimation ophidienne.

Parmi les déficits en facteurs de coagulation dans le contexte desquels une transfusion a été réalisée, on compte un cas d'intoxication aux antivitaminiques K et de la coagulation.

b) Maladies concomitantes

11,1% (n=2/18) des chats transfusés étaient FIV+, 61,1% (n=11/18) FIV- et 27,8% (n=5/18) de statut inconnu. 27,8% (n=5/18) des chats transfusés étaient FeLV+, 44,4% (n=8/18) FeLV- et 27,8% (n=5/18) de statut inconnu.

c) Consultation chez le vétérinaire traitant préalable

Pour 44,4% (n=8/18) des xénotransfusions, le cas est un cas référé à ONIRIS. Une consultation chez le vétérinaire traitant a été réalisée pour 33,3% (n=6/18) des xénotransfusions.

4) Examen clinique

a) Muqueuses

Les muqueuses étaient blanches, pâles à très pâles dans 94,4% (n=17/18), et cyanosées dans 5,6% (n=1/18) des transfusions. Aucun cas d'ictère n'a été décrit.

b) Temps de recoloration capillaire

Le temps de recoloration capillaire n'était pas évaluable dans 61,1% (n=11/18) des transfusions. Le temps de recoloration capillaire était de 2 secondes dans 33,3% (n=6/18) des transfusions, de 3 secondes dans 5,6% (n=1/18) des transfusions. Le temps de recoloration capillaire médian est de 2 secondes.

c) Pouls

Le pouls était régulier frappé concordant dans 88,9% (n=16/18) des transfusions, régulier filant concordant dans 5,6% (n=1/18) des transfusions et régulier frappé non concordant dans 5,6% (n=1/18) des transfusions.

d) Paramètres cardiaques

La fréquence cardiaque médiane lors de l'examen clinique pré-transfusionnel (n=18) est de 180 bpm (120 - 258). 11,1% (n=2/18) des chats présentés étaient en tachycardie, 16,7% (n=3/18) en bradycardie et 5,6% (n=1/18) en bradycardie sévère. Un souffle cardiaque a été ausculté dans 22,2% (n=4/18) des cas.

e) Paramètres respiratoires

La fréquence respiratoire médiane (n=15) lors de l'examen clinique est de 40 ppm (28 - 90). 38,9% (n=7/18) des chats présentés étaient en tachypnée, 11,1% (n=2/18) en polypnée.

f) Température

La température médiane lors de l'examen clinique pré-transfusionnel (n=16) est de 37,3°C (33,3 – 39,1). 38,9% (n=7/18) des chats présentés sont hypothermes.

g) Déshydratation

55,6% (n=10/18) des chats présentés pour une xénotransfusion n'étaient pas déshydratés. Le taux de déshydratation était de 3% pour 5,6% (n=1/18) des xénotransfusions, de 5% pour 27,8% (n=5/18) des xénotransfusions, de 7% pour 11,1% (n=2/18). Le taux de déshydratation médian est de 0%.

h) Indice de condition corporelle

L'indice de condition corporelle notée sur une échelle de 1 à 9 médian à la présentation pour transfusion est de 4/9 (2 - 5). 5,6% (n=1/18) des chats présentés sont maigres.

i) Autres signes

Aucun ictère ou CIVD n'était présent lors de l'examen lors des xénotransfusions réalisées. Une thrombocytopénie était présente lors de l'examen de 33,3% (n=6/18) des xénotransfusions.

5) Examens complémentaires pré-transfusion

a) Frottis sanguin

Un frottis sanguin a toujours été réalisé avant xénotransfusion.

Une hémobartonellose a été confirmée pour 22,2% (n=4/18) des frottis documentés.

16,7% (n= 3/18) des frottis documentés présentait une anomalie Une anisocytose et polychromie marquée a été identifiée dans 11,1% (n=2/18) des frottis et une maladie lymphoproliférative dans 5,6% (n=1/18) des frottis documentés.

b) Numération formule

Une numération formule a toujours été réalisée avant transfusion.

c) Protéines totales

Le taux de protéines totales médian lors de la numération formule pré-transfusionnelle (n=13) est de 67 g/L (42 - 80). L'albuminémie médiane (n=3) est de 30 g/L (18 - 38).

33,3% (n=1/3) des chats transfusés dont l'albuminémie a été évaluée était en hypoalbuminémie et 33,3% (n= 1/3) en hyperalbuminémie.

d) Caractérisation de l'anémie

L'anémie a toujours été caractérisée avant transfusion.

72,2% (13/18) des anémies caractérisées documentées étaient normocytaire normochrome, 5,6% (n=1/18) normocytaire hypochrome, 11,1% (n=2/18) macrocytaire normochrome et 11,1% (n=2/18) microcytaire hypochrome.

33,3% (n=6/18) étaient régénératives, 61,1% (n=11/18) hyporégénérative et 5,6% (n=1/18) non régénérative.

e) Hématocrite

L'hématocrite médian lors de la numération formule pré-transfusionnelle (n=17) est de 10% (6 - 15).

f) Hémoglobine

Le taux d'hémoglobine médian lors de la numération formule (n=17) est de 3,6 g/L (1,9 - 40).

La CCMH médian (n=16) est de 31 g/dL (27,4 – 35). Le VGM médian (n=16) est de 45,4 fL (34,3 – 79,8). La TCMH médiane (n=16) est de 14,5 pg (12,2 – 24,7).

g) Erythrocytes

Le nombre d'érythrocytes médian lors de la numération formule (n=16) est de $2,29 \times 10^{12}/L$ (0,9 – 4,8).

h) Réticulocytes

Le taux de réticulocytes médian lors de la numération formule (n=12) est de 0,6% (0 – 17,7).

Le nombre de réticulocytes médian lors de la numération formule (n=15) est de 17,7 K/ μ L (6 – 384).

i) Plaquettes

Une thrombocytopénie lors de l'examen lors de 33,3% (n=6/18) des transfusions réalisées.

Une thrombocytopénie a été confirmée dans 0% (n=0/18) des frottis documentés. Le taux plaquettaire médian lors de la numération formule (n=16) est de $155 \times 10^3/\mu$ L (12 – 352).

j) Autres cellules sanguines

Les anomalies des autres lignées sont toujours investiguées lors de la réalisation de la numération formule avant transfusion.

Une leucocytose a été identifiée lors de 11,1% (n=2/18) des transfusions.

Une neutrophilie a été identifiée lors de 16,7% (n=3/18) des transfusions. Une neutropénie a été identifiée lors de 5,6% (n=1/18) des transfusions. Une éosinopénie a été identifiée lors de 11,1% (n=2/18) des transfusions. Une basopénie a été identifiée lors de 5,6% (n=1/18) des transfusions. Une lymphocytose a été identifiée lors de 16,7% (n=3/18) des transfusions. Une lymphopénie a été identifiée lors de 27,8% (n=5/18) des transfusions. Une monocytose a été identifiée lors de 22,2% (n=4/18) des transfusions.

k) Temps de Quick et temps de céphaline activée

Le temps de Quick médian lors de l'analyse des temps de coagulations pré-transfusion (n=8) est de 20 secondes (11 - 96). 50,0% (n=4/8) des chats présentés dont le temps de Quick a été réalisé ont un temps de Quick supérieur aux valeurs usuelles.

Le temps de céphaline activée médian lors de l'analyse des temps de coagulations pré-transfusion (n=6) est de 68 secondes (9 - 81). 66,7% (n=4/6) des chats présentés dont le temps de céphaline activée a été réalisé ont un temps de céphaline activée supérieur aux valeurs usuelles, 16,7% (n=1/6) inférieur.

6) Modalités de la transfusion

a) Volume de produit sanguin

Le volume à transfuser médian administré (n=16) est de 10,7 mL/kg (4,5 – 19,5).

b) Durée de transfusion

La durée de transfusion médiane (n=13) est de 4 heures (30 minutes – 5 heures).

c) Débit de transfusion moyen

Le débit de transfusion médiane (n=12) est de 11,6 mL/h (3,9 - 15).

d) Débit de transfusion initiale durant les 30 premières minutes

Le débit de transfusion initiale durant les 30 premières minutes médian (n=12) est de 3,1 mL/kg/h (0,5 – 5).

f) Débit de transfusion après les 30 premières minutes

Le débit de transfusion initiale après les 30 premières minutes médian (n=12) est de 3,3 mL/kg/h (2 - 16).

7) Réactions transfusionnelles

a) Interruption de la transfusion

La transfusion a été interrompue lors de 5,6% (n=1/18) des xénotransfusions en raison d'une surcharge volémique identifiée par un bruit de galop. A la fin de la transfusion, l'amélioration clinique était importante et rapide avec reprise de l'appétit et rétablissement

b) Réaction transfusionnelles per-transfusion

Une réaction transfusionnelle a survenue lors de 27,8% (n=5/18) des xénotransfusions.

Une réaction transfusionnelle per-transfusion a survenue lors de 11,1% (n=2/23) des transfusions.

Dans un cas, une hyperthermie (40,1°C) a été notée per-transfusion et stabilisée avec une serviette humidifiée lors d'une transfusion de 13,4 mL/kg à un débit de 10,5 mL/h dans le cadre d'une anémie d'origine centrale.

Dans un cas, une surcharge volémique a été identifiée per-transfusion avec un bruit de galop lors d'une transfusion dans le cadre d'une myélodysplasie. La transfusion a été interrompue puis reprise, avec un rétablissement et une amélioration de l'état clinique post-transfusion et reprise de l'appétit. Le volume et débit de la transfusion n'étaient pas indiqués dans le compte rendu de cette transfusion.

c) Réactions transfusionnelles post-transfusion

Une réaction transfusionnelle post-transfusion est survenue lors de 16,7% (n=3/18) des xénotransfusions avec du sang de chien.

Dans un cas, une hyperthermie a été notée post-transfusion ainsi qu'un ictère débutant 24 heures post-transfusion, suivi d'un rétablissement dans le cadre d'une anémie d'origine centrale et d'une transfusion à 11,25 mL/kg et 3,75 mL/kg/h.

Dans un cas, une hémolyse a été notée 24 heures post-transfusion, suivie d'un rétablissement lors d'une transfusion pour une AHMI. Le volume et le débit de la transfusion n'étaient pas indiqués.

Dans un cas, une hypothermie a été notée post-transfusion pour un pyothorax.

8) Gains apportés par la transfusion

a) Amélioration clinique

Une amélioration clinique post-transfusionnelle a été notée lors de 94,4% (n=17/18) xénotransfusions.

Une forte amélioration clinique post-transfusionnelle a été notée lors de 22,2% (n=4/18) xénotransfusions, une stabilisation de l'état clinique lors de 5,6% (n=1/18) de xénotransfusions et une absence d'amélioration clinique lors de 5,6% (n=1/18) de xénotransfusions.

Dans un cas l'animal était plus alerte après transfusion. Dans deux cas l'appétit a été retrouvé après transfusion. Dans un autre cas la pression artérielle, fréquence cardiaque et la température se sont normalisées avec la transfusion.

b) Amélioration de l'hématocrite

L'hématocrite médian lors de la numération formule post-transfusionnelle (n=15) est de 17% (11 - 23). Le nombre de points d'hématocrite gagnés médian (n=15) est de 7,5 points (3,0 - 12,0).

L'hématocrite médian lors de la numération formule 24 heures post-transfusion (n=8) est de 22,5% (19,0 - 28,0).

L'hématocrite médian lors de la numération formule 48 heures post-transfusion (n=9) est de 20,0% (11,0 - 26,0).

c) Autres amélioration hémato-biochimiques

Le taux de protéines totales médian lors de la numération formule post-transfusionnelle (n=11) est de 75 g/L (52 - 86). Le taux plaquettaire n'a pas été documenté dans les comptes rendus.

9) Hospitalisation

a) Durée

La durée d'hospitalisation médiane post transfusion est de 3 jours (1 - 8).

b) Antibiotiques

Un antibiotique a été administré post-transfusion lors de 83,3% (n=15/18) des transfusions. De la doxycycline a été administrée post-transfusion lors de 66,7% (n=12/18) des transfusions, de l'amoxicilline – acide clavulanique lors de 11,1% (n=2/18) des transfusions et de la gentamicine lors de 5,6% (n=1/18) des transfusions.

c) AINS

Un AINS (meloxicam) a été administré post-transfusion lors de 5,6% (n=1/18) des xénotransfusions.

d) AIS

Un AIS a été administré post-transfusion lors de 44,5% (n=8/18) des transfusions. De la prednisolone a été administrée lors de 33,3% (n=6/18) des xénotransfusions et de la dexaméthasone lors de 11,1% (n=2/18) des xénotransfusions.

e) Fer

Un complément ferrique (FERCOBSANG) a été administré post transfusion lors de 77,8% (n=14/18) des xénotransfusions.

f) Vitamine K

De la vitamine K a été administrée post transfusion lors de 16,7% (n=3/18) des xénotransfusions dont pour 5,6% (n=1/18) des transfusions qui ont réalisées dans un contexte de suspicion d'intoxication aux antivitaminiques K.

g) Darbétopoétine

Un analogue de l'érythropoïétine (Darnétopoétine ARANESP) a été administré post transfusion lors de 50,0% (n=9/18) des xénotransfusions.

10) Devenir

a) Rétablissement

88,9% (n=16/18) des xénotransfusions ont menées à un rétablissement et à un retour à la maison après hospitalisation.

b) Seconde transfusion

Un seul chat MIAMI en 2014 a nécessité une seconde transfusion qui fut une allotransfusion suite à sa xénotransfusion ce qui représente 5,6% (n=1/18) des xénotransfusions réalisées entre le 1^{er} janvier 2013 et le 31 mai 2022.

MIAMI, typé A, sans passé transfusionnel, a été présenté au service d'urgences pour envenimation ophidienne avec état de choc circulatoire et hypothermie à 35,6°C. Une anémie normocytaire hypochrome a été mise en évidence avec un hématicrite à 12%. La première transfusion était une xénotransfusion de 15 mL soit 4,5 mL/kg à 2 mL/kg/h de sang frais de chien.

Elle a été complétée par une transfusion de 50 mL soit 15,2 mL/kg à 4 mL/kg/h de sang frais de chat de groupe A. L'hématocrite post-transfusionnel n'a pas été documenté mais MIAMI s'est rétabli après 3 jours d'hospitalisation.

c) Fin de vie

Pour 11,1% (n=2/18) des transfusions réalisées, les animaux sont malheureusement décédés post-transfusion durant l'hospitalisation, l'un pour une réanimation cardio-respiratoire infructueuse et l'autre pour une euthanasie par choix des propriétaires.

Aucun cas de décès per-transfusion n'a été reporté.

IV – DISCUSSION

1) Matériel et méthode

a) Sélection

Les cas de xénotransfusions décrits dans cette étude ont été recueillis via la base de données des cas de l'école vétérinaire de Nantes ONIRIS hébergée par le logiciel CLOVIS. Les cas ont été reçus au service d'urgences – soins intensifs entre le 1er janvier 2013 et le 31 mai 2022. L'étude rétrospective porte sur environ 10 ans. La série est de petite taille (18 cas seulement). Les cas d'allotransfusions ont été séparés de cette étude et sont décrits dans la quatrième partie.

b) Limites des données analysées

Les compte-rendus ayant été rédigés par les étudiants sur environ 10 ans, certaines informations n'y ont pas toujours été systématiquement documentées, ce qui entraîne des tailles de population plus petites lors de l'évaluation de certains paramètres comme par exemple l'hématocrite. Néanmoins, un groupage sanguin du receveur, une numération formule et un frottis sanguin ont toujours été réalisées en amont de chaque transfusion. L'examen clinique comme par exemple l'état des muqueuses est quant à lui étudiant dépendant et peut donc être subjectif.

2) Principaux résultats et interprétations

a) Epidémiologie, commémoratifs

La première et majoritaire race représentée dans notre étude rétrospective est l'européen, avec seulement deux cas d'autres races (bengal, abyssin). L'abyssin, race prédisposée à une AHMI décrite par Savary-Bataille en 2002 a été retrouvé dans notre étude pour un cas de transfusion pour AHMI.

Un typage sanguin a toujours été réalisé dans notre étude mais n'a pas toujours été documenté dans les compte rendu. 70% des chats présentés sont de groupe A et 30% de groupe B. La prévalence du groupe B est plus élevée dans cette étude sur les xénotransfusions que dans celles sur les allotransfusions félines (10%) et que la prévalence du groupe B en France notamment celle décrite parmi les chats parisiens par Eyquem et al. en 1962.

La prévalence plus élevée du groupe B parmi les xénotransfusions que les allotransfusions peut s'expliquer par un recours plus fréquent à une xénotransfusion en cas de difficulté à trouver un donneur de groupe B, recherche plus difficile qu'un donneur de groupe A. La transfusion de sang de chat de groupe A à un chat de groupe B étant strictement proscrite, le recours à une xénotransfusion de sang de chien en cas de primotransfusion de sang de chien permet une première prise en charge thérapeutique de l'animal le temps de trouver un donneur compatible.

Il s'agit strictement toujours d'une primotransfusion dans le cas d'une xénotransfusion de sang de chien. Une seconde transfusion de sang de chien est toujours proscrite.

L'âge médian des chats xénotransfusés est de 2 ans. Dans notre étude la xénotransfusion concerne donc surtout des chats jeunes. En comparaison dans l'étude de Tinson et al. en 2022 sur 53 cas de xénotransfusions l'âge médian des chats transfusés était de 7 ans.

b) Produit sanguin reçu

Les xénotransfusions représentent une proportion significative des transfusions félines réalisées au service d'urgences – soins intensifs d'ONIRIS (36%). Le choix de la xénotransfusion est motivé par l'absence d'un donneur félin compatible de même groupe sanguin que le receveur et de l'urgence de la transfusion ainsi que des préférences des assistants hospitaliers présents. Une allotransfusion féline est toujours le premier choix.

Il s'agit toujours d'une transfusion de sang frais de chien. Aucun cas de xénotransfusion d'oxyglobine n'a été décrit dans notre étude. En 2022 Tinson et al. ont eux choisi une étude rétrospective sur 53 chats ayant reçu une xénotransfusion de concentrés d'érythrocytes canins.

Aucun cross match n'est réalisé lors de xénotransfusion avec du sang frais de chien.

c) Indication de la transfusion

Les xénotransfusions félines ont été réalisées tout comme les allotransfusions félines afin de corriger une anémie ou un déficit en facteurs de coagulation associé à une anémie.

Cependant aucune xénotransfusion n'a été réalisée dans le cadre d'une thrombocytopénie dans notre étude, à la différence des allotransfusions félines.

90% des xénotransfusions sont réalisées afin de corriger une anémie. Les principales causes des anémies transfusées dans notre étude sont les hémobartonelloses (16%), avec une prévalence plus élevée que pour les allotransfusions félines, suivies des anémies d'étiologie non identifiée (22%) puis des anémies d'origine centrale (16%). En comparaison dans l'étude de Tinson et al. en 2022 portant sur 53 cas de xénotransfusion, les principales causes des anémies transfusées sont différentes avec une hémorragie (32%), une AHMI (21%), une néoplasie (15%) et une origine infectieuse (13%).

Plusieurs cas d'AHMI ont été décrits dont pour un abyssin. L'abyssin est décrit comme une race prédisposé à une AHMI par Savary-Bataille en 2002.

d) Examen clinique

Une part significative (40%) des chats admis étaient hypothermes tout comme pour les allotransfusions félines. Des mesures de réchauffement sont à prévoir à l'admission et à avoir à disposition au besoin en cas d'admission en urgence.

40% des chats admis étaient également en tachypnée tout comme pour les allotransfusions félines. Le monitoring et le suivi d'une tachypnée ainsi que d'autres signes d'hyperthermie ou de surcharge volémique sont à évaluer avec soin lors de la transfusion afin de prévenir au mieux les réactions transfusionnelles. 50% des chats admis étant déshydratés, tout comme pour les allotransfusions félines. Leur hématokrite peut donc avoir été surestimé. L'hématokrite peut en effet être augmenté en cas de déshydratation par hémococoncentration ou diminué par hémodilution (Castallanos, 2004).

Aucun cas d'ictère ou de CIVD n'ont été décrit dans notre étude.

e) Examens complémentaires pré-transfusion

Un frottis sanguin a toujours été réalisé avant transfusion. Le frottis sanguin renseigne notamment sur le portage de *Mycoplasma felis*. Or une hémobartonellose a été confirmée pour 22% des frottis documentés de notre étude rétrospective contre 40% pour les allotransfusions félines.

70% des anémies étaient normocytaire normochrome. Chez le chat la principale cause d'une anémie normocytaire normochrome est une atteinte intramédullaire comme par exemple une leucémie, un lymphome ou un myélome.

11% des anémies étaient macrocytaire normochrome. Chez le chat les principales causes sont une atteinte médullaire comme une dysérythropoïèse ou une myélodysplasie et une infection par le virus du FeLV.

11% des anémies étaient microcytaire hypochrome. Chez le chat comme chez le chien elles sont causées par une carence en fer pouvant être causée par des pertes sanguines ou une néoplasie.

L'hématocrite médian lors de la numération formule avant transfusion est de 10% et le taux d'hémoglobine médian de 3,6 g/L, tout comme pour les allotransfusions félines. En 2020 dans l'étude rétrospective sur 49 xénotransfusions de Le Gal et al. l'hématocrite médian pré-transfusion était également de 10% et rejoint les recommandations de transfusion décrites par Deschamps et Roux en 2020.

g) Réactions transfusionnelles

Le risque de surcharge volémique ou de réaction fébrile sont surveillés de près dans la première heure transfusion avec un monitoring tous les 10 minutes. Les précautions sont respectées avec des interruptions momentanées dans 5% des xénotransfusions notamment en cas de suspicion de surcharge volémique, tout comme pour les allotransfusions (6%).

Une réaction transfusionnelle a survenue lors de 28% des xénotransfusions (contre 15% pour les allotransfusions félines). Tison et al. décrivent en 2022 la survenue d'une réaction transfusionnelle lors de 42% des xénotransfusions sur 53 cas.

Les réactions transfusionnelles per-transfusion observées étaient un cas de surcharge hémolytique et un cas de réaction fébrile. La survenue de réaction fébrile per transfusion dans notre étude est donc de 5,6%.

Dans l'étude en 2020 de Le Gal et al. sur 49 cas, 12% des chats ont présentés une réaction fébrile. Dans l'étude en 2022 de Tison et al. sur 53 cas 19% des chats ont présentés une réaction fébrile non hémolytique avec une augmentation de la température jusqu'à 2,5°C.

Une réaction transfusionnelle post-transfusion a survenue lors de 17% des xénotransfusions avec deux cas d'hémolyse 24 heures post-transfusion et un cas d'hypothermie. Les cas d'hémolyse post-transfusion représentent donc 11% des xénotransfusions réalisées avec du sang frais de chien.

Dans l'étude de Tinson et al. en 2022, une proportion plus élevée de chats ont présenté une réaction hémolytique dans les 24 heures post xénotransfusion (25%) mais suite à une xénotransfusion de concentrés d'érythrocytes.

Aucune réaction septique n'a été décrite dans notre étude rétrospective. Ce n'est également pas le cas dans l'étude rétrospective de Le Gal et al. en 2020 ni dans celle de Tison et al. en 2022. Aucun cas de décès per-transfusion n'a été reporté.

f) Modalités de la transfusion

Le volume transfusé médian est de 10 mL/kg et identique à celui des allotransfusions félines.

La durée de transfusion médiane est de 4 heures et supérieure à celle des allotransfusions félines (3 heures et 15 minutes) et toujours conforme aux recommandations de 4 heures décrit par Kisielewicz en 2014 et Deschamps et Roux en 2020 afin de limiter le risque infectieux. Toutes les transfusions de notre étude ont toujours été réalisées en moins de 5 heures.

Aucune différence significative entre le débit de transfusion initial et le débit de transfusion après les 30 premières minutes de transfusion n'a été noté avec un débit autour de 3 mL/kg/h légèrement supérieur à celui des allotransfusions félines autour de 2 mL/kg/h. Aucune recommandation spécifique aux xénotransfusions de sang de chien n'a été décrite dans la littérature.

h) Gains apportés par la transfusion

Dans 95% des transfusions une amélioration clinique a été notée post transfusion contre 90% des allotransfusions félines.

Pour l'unique cas où la transfusion n'a pas permis une amélioration clinique immédiate post transfusion, le chat était FeLV positif avec une transfusion indiquée pour anémie d'étiologie non identifiée et a été euthanasié le lendemain en l'absence d'amélioration clinique.

Le nombre de points d'hématocrite gagnés médian est de 7,5 points avec un maximum de 12 points. Pour les allotransfusions félines la médiane était plus faible de 3 points avec un maximum de 13 points. Dans l'étude rétrospective de Le Gal et al. en 2020 portant sur 49 cas de xénotransfusions, le gain moyen était de 15 points d'hématocrite avec un hématocrite pré-transfusionnel de 10% et post-transfusionnel de 25%.

i) Hospitalisation

Le retour à la maison est rapide avec une médiane d'hospitalisation de 3 jours, ce qui témoigne de l'amélioration clinique rapide suite à une transfusion. Elle est proche de celle des allotransfusions félines (2 jours).

Une antibiothérapie est presque systématiquement mise en place lors de l'hospitalisation en post transfusion (83% des cas) tout comme pour les allotransfusions félines.

Un AINS est rarement administré (6% des cas) toujours tout comme pour les allotransfusions félines. Le recours à un AIS est également fréquent (45% des cas).

Un analogue deérythropoïétine est en revanche beaucoup plus fréquemment administré (25% des cas) tandis qu'il ne concerne qu'un quart des chats ayant reçu une allotransfusion

j) Devenir

Pour 90% des allotransfusions l'animal s'est rétabli et est retourné chez lui à la fin de son hospitalisation. Le taux de rétablissement est plus élevé que pour les allotransfusions félines (78%). Dans l'étude rétrospective de Tison et al. en 2022 sur 53 cas de xénotransfusions de concentrés, 43% des chats s'étaient rétablis et avaient pu retourner chez eux à la fin de leur hospitalisation. Seulement deux cas de décès sont reportés en post-transfusion avec un arrêt cardio-respiratoire et une euthanasie.

Dans un seul cas soit pour environ 5% des xénotransfusions, une seconde transfusion, une allotransfusion cette fois-ci, a été réalisée ensuite pour une chatte typé A sans passé transfusionnel présenté au service d'urgences pour envenimation ophidienne avec état de choc circulatoire. La xénotransfusion de sang de chien a permis une première en charge d'urgence le temps de trouver un donneur félin de groupe sanguin compatible. Le fait que très peu de chats ont nécessité une deuxième transfusion est notable dans la mesure où les bénéfices d'une xénotransfusion se limitent à deux jours. Il existe cependant un biais : on recourt plus volontiers à une allotransfusion pour traiter une anémie chronique et plus volontiers à une xénotransfusion pour traiter une anémie aiguë.

Dans notre étude la prévalence de décès per-transfusion est nulle contrairement à celle portant sur les allotransfusions félines (3%) et canines (0,75%).

CONCLUSION

Au sein de nos trois études rétrospectives, les indications, modalités, réactions transfusionnelles, devenir et bénéfices ainsi que la sécurité thérapeutique des transfusions canines et félines dont celles des xénotransfusions félines ont été analysées. Une transfusion sur deux réalisée au service d'urgences – soins intensifs d'ONIRIS est un cas référé, ce qui révèle le manque de réalisation de transfusion dans les cliniques généralistes.

La prévalence des groupes sanguins félines connue en France est retrouvée dans notre étude avec 90% de chats de groupe A et 10% de chats de groupe B. Certaines prédispositions raciales aux AHMI chez le chien et le chat ont également été retrouvées.

Chez le chien comme chez le chat la première indication de transfusion est l'anémie. Elle représente 80 à 90% des indications de transfusion réalisées. Chez le chien les principales causes sont les hémorragies et les piroplasmoses ainsi que les AHMI. Chez le chat les anémies d'origine infectieuse, comme les hémobartonelloses cliniques mais également les infections par le virus du FeLV, FIV ou de la panleucopénie féline sont représentées. Les thrombocytopénies causée par une CIVD sont également une cause très fréquente de transfusion chez le chien.

Les bénéfices et la sécurité thérapeutique des transfusions est également dû au respect de bonnes pratiques, notamment la réalisation systématique d'un typage sanguin chez le chat à la fois chez le receveur et le donneur, facilement possible maintenant également chez le chien avec un test rapide, une numération formule, un frottis sanguin ainsi qu'un monitoring étroit durant la transfusion.

Chez le chien comme chez le chat 10 mL/kg de sont transfusés en moins de 4 heures. Le débit initial doit être plus faible autout de 2 mL/kg/h afin de prévenir la survenue d'une réaction transfusionnelle. Le produit sanguin privilégié et administré en pratique est toujours le sang frais. Une antibiothérapie est presque systématique en post-transfusion.

Chez le chien comme chez le chat les réactions transfusionnelles décrites dans nos études rétrospectives sont la surcharge volémique et la réaction fébrile non hémolytique per transfusion. La prévalence de décès per-transfusion est faible, 3,3% chez le chat et de 0,75% chez le chien.

La transfusion est un acte thérapeutique efficace avec une amélioration clinique immédiate post transfusion de 66% chez le chien et de 90% chez le chat ainsi qu'un taux de rétablissement et de retour à la maison d'environ 77% après une hospitalisatio médiane très courte d'environ 3 jours.

Notre étude montre également des bénéfices similaires entre les xénotransfusions félines avec du sang de chien et les allotransfusions félines avec une amélioration clinique immédiate de 95%, un gain en hémocrite identique et un retour à la maison pour 85% des chats transfusés. Les réactions sont identiques : surcharge volémique et réaction fébrile et une hémolyse à 24 heures post transfusion dans 11% des cas. La xénotransfusion de sang frais de chien, exclusivement une primotransfusion, permet dans une situation d'urgence d'apporter une opportunité thérapeutique à l'animal en l'atteinte de recherche d'un donneur compatible. Elle peut également représenter une opportunité pour le praticien généraliste, plus facile à mettre en place que le prélèvement de sang félin.

BIBLIOGRAPHIE

ACIERNO MA, RAJ K, GIGER U. (2014) DEA 1 expression on dog erythrocytes analyzed by immunochromatographic and flow cytometric techniques. *J Vet Intern Med* ; 28(2) : 592-598

ARIKAN S, GUZEL M, MAMAK N, Ograk YZ. (2009) Frequency of blood types DEA 1.1, 3, 4, 5 and 7 in Kangal dog. *Revue Med Vet* 160, 180–183.

ARIKAN S, DURU SY, GURKAN M, AGAOGLU ZT, GIGER U. (2003) Blood type A and B frequencies in Turkish Van and Angora cats in Turkey. *J. Vet. Med. A. Physiol. Pathol. Clin. Med.*, 50(6), 303-306.

AUER L, BELL K. (1981) The AB blood group system of cats. *Anim. Blood. Groups Biochem. Genet.*, 12(4), 287-297.

AUER L, BELL K. (1983) Transfusion reactions in cats due to AB blood group incompatibility. *Res. Vet. Sci.*, 35, 145-152.

BLAIS MC, BERMAN L, OAKLEY DA et al. (2007) Canine dal blood type: a red cell antigen lacking in some Dalmatians. *J Vet Intern Med* 21, 281–286.

BLUMBERG N et al. (2010) An association between decreased cardiopulmonary complications (transfusion-related acute lung injury and transfusion-associated circulatory overload) and implementation of universal leukoreduction of blood transfusions. *Transfusion*, 50(12), 2738-2744.

BOYENS C, GRUFFYDD-JONES T (2013) Xenotransfusion with canine blood in the feline species: review of the literature. *J Feline Med Surg* 15, 62–67.

BRECHER MER, TASWELL HF. (1991) Hemolytic transfusion reactions, *Principles of Transfusion Medicine*. Baltimore, Williams & Wilkins, 619.

BRIDLE KH, LITTLEWOOD JD. (1998) Tail tip necrosis in two litters of Birman kittens. *J. Small Anim. Pract.*, 39(2), 88-89.

BROOKS AC, COOPER ES, COUTO CG, GUILLAUMIN J. (2020) Effect of packed red blood cell transfusion on thromboelastographic tracings in dogs with naturally occurring anemia. *Am J Vet Res* 81(6), 499-505.

BÜCHELER J. (1999) Fading kitten syndrome and neonatal isoerythrolysis. *Vet. Clin. North Am. Small Anim. Pract.*, 29(4), 853-870

BUTLER M, ANDREWS GA, SMITH JE. (1991) Reactivity of lectins with Feline erythrocytes. *Comp. Haematol. Int.*, 1, 217-219

CASAL ML, JEZYK PF, GIGER U. (1996) Transfer of colostral antibodies from queens to their kittens. *Am. J. Vet. Res.*, 57(11), 1653-1658.

CASTELLANOS I, COUTO CG, GRAY TL. (2004) Clinical use of blood products in cats: a retrospective study (1997-2000). *J. Vet. Intern. Med.*, 18(4), 529-532.

CHABANNE L. (2004) Le test de Coombs direct: prélèvement et interprétation chez le chat et le chien, *Le nouveau praticien vétérinaire*, 137-140.

CORLOUER JP. (2001) Transfusion sanguine chez le chien et le chat : aspects pratiques. *Encycl. Vét.* (Editions Scientifiques et Médicales Elsevier SAS).

DAVIDOW B. (2013) Transfusion medicine in small animals. *Vet Clin Small Anim* 43, 735–756.

DESCHAMPS JY, ROUX F (2020) La transfusion sanguine

DESCHAMPS JY. (2020) Is xenotransfusion of canine blood to cats really a bad practice? *J Small Anim Pract.* 61(3), 147.

DESCHAMPS JY, ABBOUD N, ROUX F. (2022) Xenotransfusion of Blood from Dog to Cat: Should Canine Blood Be Our First Choice for Feline Transfusion in Emergency Situations? *Vet Sci.* 9(3), 106.

DONALDSON R, SEO J, FUENTES VL, HUMM K. (2021) Left heart dimensions in anemic cats and dogs before and after blood transfusion. *J Vet Intern Med* 35(1), 43–50.

EJIMA H, KUROKAWA K, IKEMOTO S. (1986) Phenotype and gene frequencies of red blood cell groups in dogs of various breeds reared in Japan. *Nippon Juigaku Zasshi*, 48, 363–368.

ERGUL EKIZ E, ARSLAN M, OZCAN M, GULTEKIN GL, GULAY OY, KIRMIZIBAYRAK T, GIGER U. (2011) Frequency of dog erythrocyte antigen 1.1 in 4 breeds native to different areas in Turkey. *Vet Clin Pathol* 40, 518-523.

EYQUEM A, PODLIACHOUK L, MILLOT P. (1962) Blood groups in chimpanzees, horses, sheep, pigs, and other mammals. *Ann. N. Y. Acad. Sci.*, 97, 320-328.

FERT S. (2018) Etude des pratiques transfusionnelles chez le chat en France – Résultat d'une enquête en ligne réalisée auprès des vétérinaires praticiens français. *DVM Thesis, VetAgro Sup, Lyon.*

GIGER U, BÜCHELER J, PATTERSON DF. (1991a) Frequency and inheritance of A and B blood types in feline breeds of the United States. *J. Hered.*, 82(1), 15- 20.

GIGER U, CASAL ML. (1997) Feline colostrum-friend or foe: maternal antibodies in queens and kittens. *J. Reprod. Fertil. Suppl.*, 51, 313-316.

GIGER U. (2014) Chapter 61 Transfusion therapy. *Small Animal Critical Care Medicine, Second Edition Elsevier Inc*, 327-332.

GRACNER VON D, BEDRICA L, SAKAR D, et al. (2004) Prevalence of blood group DEA 1.1 in native Croatian dog breeds: Dalmatians, Istrian Hound and Croatian Sheepdog, 59, 439–444.

HALE A, WERFELMANN J, LEMMONS M, SMILER B, GERLACH J. (2008) An evaluation of 9570 dogs by breed and dog erythrocyte antigen typing. *Journal of Veterinary Internal Medicine.* 22. 740-740.

HALIOUA B. (2004) Histoire de la médecine, 204.

HARRELL KA, KRISTENSEN AT. (1995) Canine Transfusion Reactions and their Management, *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*, 25, 1333-1364.

HEBERT F, BULLIOT C. (2014) *Guide pratique de médecine interne, chien, chat et NAC*.

HIRST T C, ADAMENTOS S. (2012) Autologous blood transfusion following red blood cell salvage for the management of blood loss in 3 dogs with hemoperitoneum. *J Vet Emerg Crit Care* 22, 355–360.

HOHENHAUS AE. (2004) Importance of blood groups and blood group antibodies in companion animals. *Transfus Med Rev* 18, 117–126.

HOLMES R. (1950) Blood groups in cats. *J. Physiol.*, 111(1-2), 61.

HUBLER M, KAELIN S, HAGEN A, et al. (1987) Feline neonatal isoerythrolysis in two litters. *J. Small Anim. Pract.*, 28, 833-838

IAZBIK MC, O'DONNELL M, MARIN L et al. (2010) Prevalence of dog erythrocyte antigens in retired racing greyhounds. *Vet Clin Pathol* 39, 433–435.

JONSSON NN, PULLEN C, WATSON AD. (1990) Neonatal isoerythrolysis in Himalayan kittens. *Aust. Vet. J.*, 67(11), 416-417

JUTKOWITZ LA, ROZANSKI EA, MOREAU JA et al. (2002) Massive transfusion in dogs: 15 cases. *J Am Vet Med Assoc* 220, 1664–1669.

JUTKOWITZ LA. (2014) Massive transfusion. In *Small Animal Critical Care Medicine, Second Edition* (Second Edition). Elsevier Inc.

KELLETT-GREGORY LM, SETH M, ADAMANTOS S et al. (2013) Autologous canine red blood cell transfusion using cell salvage devices. *J Vet Emerg Crit Care* 23, 82–86.

KERL ME, HOHENHAUS AE. (1993) Packed red cell transfusions in dogs: 131 cases (1989), *JAm Vet Med Assoc* 202, 1495.

KUO KW, MCMICHAELS M. (2020) Small Animal Transfusion Medicine. *Vet Clin North Am Small Anim Pract*, 50(6), 1203-1214.

KNOTTENBELT CM. (2002) The feline AB blood group system and its importance in transfusion medicine. *J. Feline Med. Surg.*, 4(2), 69-76.

KNOTTENBELT C, MACKIN A. (1998) Blood transfusions in the dog and cat Part 1 Blood collection techniques. *Companion animal practice*, 110-114.

KNOTTENBELT CM, ADDIE DD, DAY MJ, MACKIN AJ. (1999) Determination of the prevalence of feline blood types in the UK. *J. Small Anim. Pract.*, 40(3), 115-8.

KISIELWICZ C., A SELF IAN. (2014) Canine and feline blood transfusions: controversies and recent advances in administration practices. Association of Veterinary Anaesthetists and the American College of Veterinary Anesthesia and Analgesia.

KUO KW, MCMICHAELS M. (2020) Small Animal Transfusion Medicine. *Vet Clin North Am Small Anim Pract*, 50(6), 1203-1214.

LE GAL A, THOMAS EK, HAMM KR. (2020) Xenotransfusion of canine blood to cats: a review of 49 cases and their outcome. *The Journal of Small Animal Practice* 61.

LEVY JK, CRAWFORD PC, COLLANTE WR, PAPICH MG. (2001) Use of adult cat serum to correct failure of passive transfer in kittens. *J. Am. Vet. Med. Assoc.*, 219(10), 1401-1405.

LOONEY MR et al. (2006) Neutrophils and their Fc gamma receptors are essential in a mouse model of transfusion-related acute lung injury. *J Clin Invest* 116(6), 1615-1623.

LOWER R. (1665) The success of the experiment of transfusing the blood of one animal into another. *Philos Trans R Soc Lond B Biol Sci* 1, 352.

MALIK R, GRIFFIN DL, WHITE JD, ROZMANEC M, TISDALL PL, FOSTER SF, et al. (2005) The prevalence of feline A/B blood types in the Sydney region. *Aust. Vet. J.*, 83(1-2), 38-44

MARIN R. (2003) Etude des groupes sanguins félins. Mise en évidence de nouvelles spécificités érythrocytaires. Thèse Méd. Vét., Lyon, n°83.

MCMICHAELS M. (2014) Chapter 62 Prevention and treatment of transfusion reactions. *Small Animal Critical Care Medicine, Second Edition*, 333-357.

MOON RE, DEAR GL, STOLP BW. (1999) Treatment of decompression sickness and iatrogenic gas embolism. *Respir Care Clin North Am* 5, 93–135.

MYLONAKIS ME, KOUTINAS AF, SARIDOMICHELAKIS M, LEONTIDIS L, PAPADOGIANNAKIS M, PLEVRAKI K. (2001) Determination of the prevalence of blood types in the non-pedigree feline population in Greece. *Vet. Rec.*, 149(7), 213-214.

NOVAIS AA, SANTANA AE, VICENTIN LA. (1999) Prevalence of DEA 1 canine blood group system in dogs (*Canis familiaris*, Linnaeus, 1758) reared in Brazil. *Braz J Vet Res Anim Sci* 36, 1413–9596.

PATEL SR et al. (2018) Marginal Zone B cells induce alloantibody formation following RBC transfusion. *Frontiers in Immunology*, 9,7–10.

POLAK K, ACIERNO MM, RAJ K, MIZUKAMI K, SIEGEL DL, GIGER U. (2015) Dog erythrocyte antigen 1: mode of inheritance and initial characterization. *Vet Clin Pathol* 44(3), 369-379.

PRICE GS, ARMSTRONG J, MCLEOD DA et al. (1988) Evaluation of citrate-phosphate-dextrose-adenine as a storage medium for packed canine erythrocytes. *J Vet Intern Med* 2, 126–132.

SAVARY-BATAILLE K. (2002) Conduite diagnostique face à une anémie chez les carnivores domestiques. *Le point vétérinaire*, 33(229), 50-53.

SEGAL JB, BLASCO-COLMENARES E, NORRIS EJ et al. (2004) Preoperative acute normovolemic hemodilution: a metaanalysis. *Transfusion* 44, 632–644.

SILLIMAN CC et al. (2003) Transfusion-related acute lung injury: epidemiology and a prospective analysis of etiologic factors. *Blood*, 101(2), 454-462.

SOUDAY V, ASFAR P, MUTH C.M. (2003) Prise en charge diagnostique et thérapeutique des embolies gazeuses, *Réanimation*, Volume 12, Issue 7, 482-490.

THOMOVSKY EJ, BACH J. (2014) Incidence of acute lung injury in dogs receiving transfusions. *J Am Vet Med Assoc*, 244(2), 170-174.

TINSON E, TALBOT CT, HUMM K (2022) Incidence of acute haemolysis in cats receiving canine packed red blood cells (xenotransfusions), *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 24(12), 628–635

TOCCI L. J. (2010) Transfusion Medicine in Small Animal Practice. *Veterinary Clinics of North America - Small Animal Practice*, 40(3), 485–494.

VAN DER MERWE LL, JACOBSON LS, PRETORIUS GJ. (2002) Breed prevalence of Dog Erythrocyte Antigen 1.1 in the Onderstepoort area of South Africa and its significance in selection of canine blood donors. *J S Afr Vet Assoc*. 73, 53–56.

WARDROP KD, REINGE N, BIRKENHEUER A et al. (2005) Canine and feline blood donor screening for infectious disease. *J Vet Intern Med*, 19, 135.

WARDROP KJ, BIRKENHEUR A, BLAIS MC, CALLAN MB, KOHN B, LAPPIN MR, SYKES J. (2016) Update on Canine and Feline Blood Donor Screening for Blood Borne Pathogens. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 30(1), 15–35.

WEINGART C, GIGER U, KOHN B. (2004) Whole blood transfusions in 91 cats: a clinical evaluation. *J. Feline Med. Surg.*, 6(3), 139-148.

WEINGART C, KOHN B (2008) Clinical use of a haemoglobinbased oxygen carrying solution (Oxyglobin) in 48 cats (2002–2006). *J Feline Med Surg* 10, 431–438.

WEINSTEIN NM, BLAIS MC, HARRIS K, OAKLEY DA, ARONSON LR, GIGER U. (2007) A newly recognized blood group in domestic shorthair cats: the Mik red cell antigen. *J. Vet. Intern. Med.*, 21(2), 287-292.

WILKERSON MJ, MEYERS KM, WARDROP KJ. (1991a) Anti-A isoagglutinins in two blood type B cats are IgG and IgM. *Vet. Clin. Pathol.*, 20(1), 10-14.

WILKERSON MJ, WARDROP KJ, MEYERS KM, GIGER U. (1991b) Two cat colonies with A and B blood types and a clinical transfusion reaction. *Feline Practice*, 19(2), 22-26.

ZAREMBA R, BROOKS A, THOMOVSKY E. (2019) Transfusion Medicine: An Update on Antigens, Antibodies and Serologic Testing in Dogs and Cats. *Topics in Companion Animal Medicine*, 34, 36–46.

ZUBCIC D, BEDRICA L, GRACNER D, HARAPIN I, FURY M, JEREMIC J. (2008) Blood groups, haematology and clinicochemical indicators in indigenous breeds of dog. I. Croatian sheepdog. *Vet Archiv*, 78, 141–147.

Camille Gisèle Claude BOUCHER

PRATIQUES TRANSFUSIONNELLES CHEZ LE CHIEN ET LE CHAT AU SERVICE D'URGENCES – SOINS INTENSIFS D'ONIRIS (ECOLE VETERINAIRE DE NANTES) – ETUDE RESTROSPECTIVE

BLOOD TRANSFUSION IN DOGS AND CATS AT THE EMERGENCY AND CRITICAL CARE UNIT OF NANTES SCHOOL OF VETERINARY MEDICINE – A RETROSPECTIVE STUDY

Thèse d'état de Doctorat Vétérinaire : Nantes, le 26 juin 2023

RESUME :

Cette thèse étudie les pratiques transfusionnelles au sein du service d'urgences – soins intensifs d'Oniris à partir de trois études rétrospectives, l'une concernant la transfusion chez le chien, une autre concernant les allotransfusions chez le chat et la troisième concernant les xénotransfusions chez le chat. Les indications, modalités, réactions transfusionnelles et devenir des transfusions canines (134 cas, entre 2002 et 2022), des allotransfusions félines (32 cas, entre 2013 et 2022) et des xénotransfusions félines (18 cas, entre 2013 et 2022) ont été décrites et analysées.

La première indication de transfusion était l'anémie (80 à 90% des transfusions) notamment d'origine infectieuse chez le chat et hémorragique chez le chien suivie par la thrombocytopénie notamment lors de CIVD chez le chien. La prévalence des groupes sanguins félines dans cette série était de 90% pour le groupe A et 10% pour le groupe B. Un typage sanguin était systématique réalisé avec numération-formule, frottis sanguin et monitoring étroit. Le produit sanguin de choix est le sang frais. 10 mL/kg de sang sont transfusés en moins de 4 heures avec un débit initial de 2 mL/kg/h afin de surveiller la survenue d'une réaction transfusionnelle.

Les réactions rencontrées ont été la surcharge volémique et un état fébrile non hémolytique per transfusion. La prévalence de décès per-transfusion était faible (3,3% chez le chat et 0,75% chez le chien). L'amélioration clinique immédiate était élevée (66% chez le chien et 90% pour le chat) avec un taux de rétablissement de 75% et une durée d'hospitalisation courte.

La transfusion est ainsi un acte thérapeutique efficace et sûr. Les résultats sont similaires pour les xénotransfusions félines, uniquement en primotransfusion. La xénotransfusion peut donc également représenter une opportunité thérapeutique pour le praticien généraliste.

MOTS CLES:

- Transfusion sanguine
- Xénotransfusion
- Autotransfusion
- Chien
- Chat
- Réaction transfusionnelle
- Etude rétrospective
- Hématologie
- Urgences
- Oniris

DATE DE SOUTENANCE : le 26 juin 2023