



Open Archive TOULOUSE Archive Ouverte (OATAO)

OATAO is an open access repository that collects the work of Toulouse researchers and makes it freely available over the web where possible.

This is an author-deposited version published in : [http://oatao.univ-toulouse.fr/Eprints ID : 12234](http://oatao.univ-toulouse.fr/Eprints/12234)

To cite this version :

Pebre, Jennifer. *Evaluation de l'effet d'un contact de durée variable de l'urine avec la litière non absorbante Medicat® sur les principaux analytes urinaires chez le chat*. Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2014, 141 p.

Any correspondance concerning this service should be sent to the repository administrator: staff-oatao@inp-toulouse.fr.

EFFET D'UN CONTACT DE DURÉE VARIABLE DE L'URINE AVEC LA LITIÈRE NON ABSORBANTE MEDICAT® SUR LES PRINCIPAUX ANALYTES URINAIRES CHEZ LE CHAT

THESE
pour obtenir le grade de
DOCTEUR VÉTÉRINAIRE

DIPLOME D'ÉTAT

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

par

PEBRE Jennifer, Gabrielle, Caroline

Née, le 10 septembre 1988 à NICE (06)

Directeur de thèse : M. Hervé LEFEBVRE

JURY

PRESIDENT :

M. Dominique CHAUVEAU

Professeur à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE

ASSEESSEURS :

M. Hervé LEFEBVRE

M. Brice REYNOLDS

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

Ingénieur de Recherche à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

MEMBRE INVITE :

M. Jérôme BLANCHET

Docteur Vétérinaire

**Ministère de l'Agriculture de l'Agroalimentaire et de la Forêt
ECOLE NATIONALE VETERINAIRE DE TOULOUSE**

Directeur : M. Alain MILON

**PROFESSEURS CLASSE
EXCEPTIONNELLE**

- M. **AUTEFAGE André**, *Pathologie chirurgicale*
- Mme **CLAUW Martine**, *Pharmacie-Toxicologie*
- M. **CONCORDET Didier**, *Mathématiques, Statistiques, Modélisation*
- M. **CORPET Denis**, *Science de l'Aliment et Technologies dans les Industries agro-alimentaires*
- M. **DELVERDIER Maxence**, *Anatomie Pathologique*
- M. **ENJALBERT Francis**, *Alimentation*
- M. **EUZEBY Jean**, *Pathologie générale, Microbiologie, Immunologie*
- M. **FRANC Michel**, *Parasitologie et Maladies parasitaires*
- M. **MARTINEAU Guy**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*
- M. **PETIT Claude**, *Pharmacie et Toxicologie*
- M. **REGNIER Alain**, *Physiopathologie oculaire*
- M. **SAUTET Jean**, *Anatomie*
- M. **SCHELCHER François**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*

**PROFESSEURS 1°
CLASSE**

- M. **BERTHELOT Xavier**, *Pathologie de la Reproduction*
- M. **BOUSQUET-MELOU Alain**, *Physiologie et Thérapeutique*
- M. **DUCOS Alain**, *Zootéchnie*
- M. **FOUCRAS Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- M. **LEFEBVRE Hervé**, *Physiologie et Thérapeutique*

**PROFESSEURS 2°
CLASSE**

- Mme **BENARD Geneviève**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*
- M. **BERTAGNOLI Stéphane**, *Pathologie infectieuse*
- Mme **CHASTANT-MAILLARD Sylvie**, *Pathologie de la Reproduction*
- M. **DUCOS DE LAHITTE Jacques**, *Parasitologie et Maladies parasitaires*
- Mme **GAYRARD-TROY Véronique**, *Physiologie de la Reproduction, Endocrinologie*
- M. **GUERRE Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
- Mme **HAGEN-PICARD Nicole**, *Pathologie de la Reproduction*
- M. **JACQUIET Philippe**, *Parasitologie et Maladies Parasitaires*
- M. **LIGNEREUX Yves**, *Anatomie*
- M. **MEYER Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- M. **PICAVET Dominique**, *Pathologie infectieuse*
- M. **SANS Pierre**, *Productions animales*
- Mme **TRUMEL Catherine**, *Pathologie médicale des Equidés et Carnivores*

**M. PROFESSEURS CERTIFIES DE
L'ENSEIGNEMENT AGRICOLE**

- Mme **MICHAUD Françoise**, *Professeur d'Anglais*
- M. **SEVERAC Benoît**, *Professeur d'Anglais*

**N. MAITRES DE CONFERENCES HORS
CLASSE**

- M. **BAILLY Jean-Denis**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*
M. **BERGONIER Dominique**, *Pathologie de la Reproduction*
Mlle **BOULLIER Séverine**, *Immunologie générale et médicale*
Mme **BOURGES-ABELLA Nathalie**, *Histologie, Anatomie pathologique*
M. **BRUGERE Hubert**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*
Mlle **DIQUELOU Armelle**, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*
M. **JOUGLAR Jean-Yves**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*
Mme **LETRON-RAYMOND Isabelle**, *Anatomie pathologique*
M. **LYAZRHI Faouzi**, *Statistiques biologiques et Mathématiques*
M. **MATHON Didier**, *Pathologie chirurgicale*
Mme **PRIYMENKO Nathalie**, *Alimentation*

**MAITRES DE CONFERENCES (classe
normale)**

- M. **ASIMUS Erik**, *Pathologie chirurgicale*
Mme **BENNIS-BRET Lydie**, *Physique et Chimie biologiques et médicales*
Mlle **BIBBAL Delphine**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*
Mme **BOUCLAINVILLE-CAMUS Christelle**, *Biologie cellulaire et moléculaire*
Mlle **CADIARGUES Marie-Christine**, *Dermatologie*
M. **CONCHOU Fabrice**, *Imagerie médicale*
M. **CORBIERE Fabien**, *Pathologie des ruminants*
M. **CUEVAS RAMOS Gabriel**, *Chirurgie Equine*
Mme **DANIELS Hélène**, *Microbiologie-Pathologie infectieuse*
M. **DOSSIN Olivier**, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*
Mlle **FERRAN Aude**, *Physiologie*
O. **GUERIN Jean-Luc**, *Elevage et Santé avicoles et cunicoles*
M. **JAEG Jean-Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
Mlle **LACROUX Caroline**, *Anatomie Pathologique des animaux de rente*
Mlle **LAVOUE Rachel**, *Médecine Interne*
M. **LIENARD Emmanuel**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
M. **MAILLARD Renaud**, *Pathologie des Ruminants*
Mme **MEYNAUD-COLLARD Patricia**, *Pathologie Chirurgicale*
M. **MOGICATO Giovanni**, *Anatomie, Imagerie médicale*
M. **NOUVEL Laurent**, *Pathologie de la reproduction*
Mlle **PALIERNE Sophie**, *Chirurgie des animaux de compagnie*
Mlle **PAUL Mathilde**, *Epidémiologie, gestion de la santé des élevages avicoles et porcins*
Mme **PRADIER Sophie**, *Médecine interne des équidés*
M. **RABOISSON Didier**, *Productions animales (ruminants)*
Mme **TROGELER-MEYNADIER Annabelle**, *Alimentation*
M. **VOLMER Romain**, *Microbiologie et Infectiologie (disponibilité à cpt du 01/09/10)*
M. **VERWAERDE Patrick**, *Anesthésie, Réanimation*
Mme **WARET-SZKUTA Agnès**, *Production et pathologie porcine*

**P. MAITRES DE CONFERENCES et AGENTS
CONTRACTUELS**

- M. **BOURRET Vincent**, *Microbiologie et infectiologie*
Mme **FERNANDEZ Laura**, *Pathologie de la reproduction*

**ASSISTANTS D'ENSEIGNEMENT ET DE RECHERCHE
CONTRACTUELS**

- Mlle **DEVIERS Alexandra**, *Anatomie-Imagerie*
M. **DOUET Jean-Yves**, *Ophthalmologie*

REMERCIEMENTS

A notre jury de thèse,

A Monsieur le Professeur Dominique Chauveau

Professeur des Universités

Praticien Hospitalier

Qui nous a fait l'honneur d'accepter la présidence de notre jury de thèse.

Hommages respectueux.

A Monsieur le Professeur Hervé Lefèbvre, notre directeur de thèse

Qui nous a soutenu et guidé tout au long de ce travail,

Qu'il soit remercié pour la gentillesse et la patience dont il fait preuve.

Sincères remerciements.

A Monsieur le Docteur Brice Reynolds

Qui nous a soutenu et guidé dans l'élaboration de ce travail,

Qu'il soit remercié pour sa disponibilité et la gentillesse dont il fait preuve.

Sincères remerciements.

A Monsieur le Docteur Jérôme Blanchet

Qui nous a fait l'honneur de participer à ce jury.

Sincères remerciements.

A TOUS CEUX QUI M'ONT AIDE DANS LA REALISATION DE CE TRAVAIL,

Au Professeur Hervé Lefèbvre, pour m'avoir accordé votre confiance, et pour vos précieux conseils. Sincères remerciements.

Au Docteur Brice Reynolds, pour votre aide précieuse, votre disponibilité, votre gentillesse et votre patience. Sincères remerciements.

A Flavien Baï de Novartis Santé Animale, pour nous avoir permis de mener à bien les expériences en fournissant la litière Medicat®. Sincères remerciements.

A l'équipe du laboratoire de biologie médicale de l'ENVT pour la réalisation des analyses cytologiques et des RPCU, et particulièrement au Professeur Cathy Trumel, au Docteur Anne Geffré et à Madame Palanché. Sincères remerciements.

Au Docteur Cathy Layssol-Lamour, pour votre aide précieuse au cours de mes manipulations, et pour votre gentillesse. Sincères remerciements.

Au Professeur Didier Concordet, pour l'analyse statistique des données et pour votre disponibilité. Sincères remerciements.

Au Docteur Rachel Lavoué, pour votre gentillesse, vos encouragements et vos précieux conseils. Sincères remerciements.

A l'équipe du service de médecine interne - urgences et soins intensifs de l'ENVT, pour m'avoir permis de réaliser mes expériences en salle de médecine interne des cliniques, pour votre gentillesse, votre aide et votre soutien. Sincères remerciements.

Au Professeur Pierre Sans, pour votre aide concernant la partie bibliographique. Sincères remerciements.

A l'équipe du service de physiologie - pharmacologie - thérapeutique de l'ENVT, pour le prêt du matériel, et pour votre gentillesse, particulièrement à Mesdames Jeunesse et Dupouy. Sincères remerciements.

Au Docteur Séverine Boullier, pour le prêt de certains consommables et pour votre gentillesse. Sincères remerciements.

A Madame Joëlle Ribaut, pour votre soutien logistique et pour votre gentillesse. Sincères remerciements.

Au personnel de la bibliothèque de l'ENVT. Sincères remerciements.

A tous les étudiants de l'ENVT qui m'ont aidé lors des manipulations. Sincères remerciements.

A mes parents, pour votre amour et votre soutien de tous les instants. Vous avez toujours veillé à ce que ma vie soit belle, et avez réussi.

Je vous aime !

A mon frère Jérôme, pour ton soutien et ta générosité, ta bonne humeur, tes facéties, ton excentricité, ta maîtrise incontestée de la batterie, à nos duos passés et à venir !!!

A mon frère Stéphane, avec qui j'ai passé trop peu de temps. J'espère que les années à venir nous réserveront de bons moments ensemble.

A mes neveux, Léa, Julia et Matthieu, vous grandissez si vite... vous êtes adorables !!!

A Mamie Madeleine, tu es un exemple de force et de courage. Accroche-toi aux branches, on a tous besoin d'une mamie comme toi !

A Mamie Zézette, tu aurais été si fière de moi... Pardonne-moi de ne pas avoir pu t'accompagner jusqu'au bout... Je sais que de là-haut tu veilles sur nous.

A Marraine et Tonton Roland, pour votre présence et votre soutien pendant ces années difficiles. Mes remerciements ne pourront jamais égaler tout ce que vous avez fait pour moi.

A Parrain et Tata Solange, pour votre gentillesse et votre joie de vivre. J'ai beaucoup de chance de vous avoir!

A Yves, Christine et Romain, pour tous ces moments partagés, votre gentillesse, vos encouragements, votre soutien.

A ma famille, pour tous ces bons moments passés ensemble.

A la famille d'Aurélien, pour votre accueil si chaleureux.

A Elsa, ton soutien dans les bons comme dans les mauvais moments m'a permis d'en arriver là. Je suis chanceuse d'avoir une amie comme toi !

A mes amis niçois : Maxence et Benoit, Floriane V, Floriane M, Charlotte, Arnaud, Guillaume, Laurène, Romulus, Stephen, Bébinou : à toutes nos soirées, nos bêtises, nos voyages, notre insouciance. J'espère qu'on pourra se revoir très vite ! **A mes amis musiciens :** aux valeurs de la musique qui nous sont chères, j'aimerais tellement que l'on puisse jouer de nouveau ensemble ! **A Gisèle Degardin,** pour m'avoir transmis ta passion pour la musique, pour m'avoir aidé à grandir.

A mes amis de classe prépa : Quentin, Anaïs, Paul, Grégoire, Ambre, Gaël, Thibaud : merci d'avoir rendu ces années plus belles.

A mes amis véto : Antoine, Darty et Amélie, Aurélie et Mikaël, Solène, Laurence, Elodie, Louise, Claudia, Elsa, Claire, Simon, Alban, Thibault et Caro, le Jungle : ces années resteront inoubliables, merci pour tout !

A mes co-internes, à cette année qui s'annonce sous les meilleurs auspices !

Aux « vieux » internes, pour ces moments passés à vos côtés durant cette cinquième année.

Aux membres des Defrost, pour ces trois belles années de musique partagées à vos côtés.

A mes Docteurs, pour m'avoir inculqué les valeurs de l'ENVT.

A mes poulots, que je ne connais encore que trop peu : Morgane, Pauline, Bastien, Sophie, Eléna, Louise, Clara.

A Michel Le Nagard, pour ces années de collaboration à tes côtés, pour tout ce que tu m'as appris, pour ta gentillesse.

Aux vétérinaires qui ont contribué à ma formation et que je remercie chaleureusement : Docteurs Lacoste, Lescroart, Trinteler, Cloutier, Bolullo, Camy, Mâle, Famose.

A Obélix, Simba, Dorémi, Gaspard.

A Aurélien,

Pour ta patience, ton soutien, ton humour, ton amour.

Parce que tu rends ma vie plus belle.

Parce que c'est toi.

Je t'aime.

TABLE DES MATIERES

LISTE DES ABREVIATIONS	17
TABLE DES ILLUSTRATIONS	19
LISTE DES FIGURES	21
LISTE DES TABLEAUX	23
LISTE DES ANNEXES	25
INTRODUCTION.....	27
1. PREMIERE PARTIE : PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE	29
1.1 Les différentes méthodes de prélèvement d'urine en médecine féline.....	31
1.1.1 La cystocentèse	31
1.1.2 Le cathétérisme urétral	34
1.1.3 La miction provoquée par compression manuelle de la vessie	36
1.1.4 La miction spontanée	37
1.2 Choix d'une méthode de collecte en fonction du type d'analyse d'urine : recommandations actuelles.....	38
1.3 Les litières pour chat.....	41
1.3.1 Les différents types de litières.....	41
1.3.1.1 Les litières minérales	41
1.3.1.2 Les litières végétales.....	43
1.3.2 Les désodorisants pour litière.....	43
1.3.3 Les bacs à litière	43
1.3.4 Devenir de la litière	44
2. SECONDE PARTIE : ETUDE EXPERIMENTALE.....	45
2.1 Contexte et objectifs	47
2.2 Matériels et méthodes	47
2.2.1 Animaux	47
2.2.1.1 Critères d'inclusion des animaux	47
2.2.1.2 Critères de non inclusion des animaux	47
2.2.1.3 Préparation des animaux sélectionnés	48
2.2.1.4 Données relatives aux chats.....	48
2.2.2 Plan d'étude.....	48

2.2.3.1	Mise en place de la litière Medicat® dans le bac à litière	51
2.2.3.2	Réalisation de la cystocentèse	52
2.2.3.3	Modalités de mise en contact de l'urine avec la litière.....	52
2.2.3.4	Modalités de collecte de l'urine dans le bac à litière.....	52
2.2.4	Analyses	52
2.2.4.1	Paramètres de la bandelette urinaire	52
2.2.4.2	Densité urinaire.....	53
2.2.4.3	RPCU (analyse en différé).....	54
2.2.4.3.1	Méthode de dosage des protéines urinaires.....	54
2.2.4.3.2	Méthode de dosage de la créatinine urinaire	55
2.2.5	Statistiques	55
2.2.5.1	Saisie des données	55
2.2.5.2	Effet du contact avec la litière	56
2.3	Résultats.....	57
2.3.1	Caractéristiques des chats inclus	57
2.3.2	Contexte clinique du prélèvement urinaire	57
2.3.3	Température dans la pièce d'expérience, volumes d'urine récoltés, durées réelles de contact urine-litière, délai de stockage et nombre de résultats.....	59
2.3.4	Résultats obtenus pour le spécimen de référence (C0).....	60
2.3.4.1	Sédiment urinaire.....	60
2.3.4.2	Densité urinaire mesurée au réfractomètre	60
2.3.4.3	Paramètres de la bandelette urinaire	61
2.3.4.3.1	pH.....	61
2.3.4.3.2	Activité peroxydasique.....	62
2.3.4.3.3	Protéines	63
2.3.4.3.4	Urobilinogène.....	63
2.3.4.3.5	Glucose.....	64
2.3.4.3.6	Bilirubine.....	64
2.3.4.3.7	Corps cétoniques	65

2.3.4.3.8	Densité (bandelette)	65
2.3.4.3.9	Activité estérasique	66
2.3.4.3.10	Nitrites	66
2.3.4.4	RPCU	67
2.3.5	Effet du contact avec la litière	68
2.3.5.1	Glucosurie	68
2.3.5.2	Bilirubinurie	69
2.3.5.3	Corps cétoniques	70
2.3.6	Effet du temps de contact avec la litière	71
2.3.6.1	Densité urinaire mesurée au réfractomètre	71
2.3.6.2	Paramètres de la bandelette urinaire	73
2.3.6.2.1	pH	73
2.3.6.2.2	Activité peroxydasique	74
2.3.6.2.3	Protéines	76
2.3.6.2.4	Urobilinogène	78
2.3.6.3	RPCU	79
2.3.7	Résultats chiffrés	81
3.	TROISIEME PARTIE : DISCUSSION	83
	CONCLUSION	93
	BIBLIOGRAPHIE	95
	ANNEXES	105

LISTE DES ABREVIATIONS

CHOP : cyclophosphamide, doxorubicine, vincristine, prednisolone

ENVT : Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

Eur : européen

FIV : virus de l'Immunodéficience Féline

FNS : femelle non stérilisée

FS : femelle stérilisée

G : gauge

GB : globules blancs

GR : globules rouges

h : heures

i.e. : *id est*

IRA : insuffisance rénale aigue

IRC : insuffisance rénale chronique

ITU : infection du tractus urinaire

max : maximum

min : minimum

MNS : mâle non stérilisé

MRC : maladie rénale chronique

MS : mâle stérilisé

ppi : pour préparations injectables

PuPd : polyurie-polydipsie

RPCU : rapport protéines / créatinine urinaire

VPP : valeur prédictive positive

TABLE DES ILLUSTRATIONS

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Sites correct et incorrect d'insertion de l'aiguille dans la vessie dans le but de récolter de l'urine (Lulich et Osborne, 2004). Abord ventral sur un animal en décubitus dorsal.	33
Figure 2 : Fuite d'urine dans la cavité abdominale lors d'une cystocentèse réalisée en position ventro-dorsale avec une pression trop importante exercée sur la vessie (S : peau au niveau abdominal ; B : paroi de la vessie), (Kruger et coll., 1996)	33
Figure 3 : Position correcte du pénis lors du sondage urétral d'un chat positionné en décubitus ventral (Crédit photo ENVT Dr B. Reynolds)	35
Figure 4 : Schéma chronologique du plan d'étude.....	50
Figure 5 : Photographie du bac à litière avec ses dimensions en centimètres.....	51
Figure 6 : Répartition uniforme de la litière Medicat® recouvrant le fond du bac.....	51

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 : Comparaison des méthodes de collecte de l'urine en fonction des indications de l'analyse (Lulich et Osborne, 2004; Little, 2012)	39
Tableau 2 : Examen du sédiment urinaire chez les 31 chats	60
Tableau 3 : Densité urinaire (réfractomètre) chez les 31 chats	61
Tableau 4 : pH urinaire chez les 31 chats.....	61
Tableau 5 : pH urinaire pour les trois classes de pH définies chez les 31 chats	61
Tableau 6 : Activité peroxydasique chez les 31 chats.....	62
Tableau 7 : Activité peroxydasique pour les deux classes définies chez les 31 chats	62
Tableau 8 : Protéinurie chez les 31 chats	63
Tableau 9 : Protéinurie dans les trois classes de protéinurie définies chez les 31 chats	63
Tableau 10 : Urobilinogène urinaire chez les 31 chats	64
Tableau 11 : Glucosurie chez les 31 chats	64
Tableau 12 : Bilirubinurie chez les 31 chats	64
Tableau 13 : Corps cétoniques urinaires chez les 31 chats	65
Tableau 14 : Densité urinaire chez les 31 chats	65
Tableau 15 : Activité estérasique chez les 31 chats	66
Tableau 16 : Plage nitrite chez les 31 chats	66

Tableau 17 : RPCU chez les 31 chats	67
Tableau 18 : Glucosurie dans chaque spécimen d'urine	69
Tableau 19 : Bilirubinurie dans chaque spécimen d'urine	69
Tableau 20 : Réactions positives de la plage corps cétoniques dans chaque spécimen d'urine	70
Tableau 21 : Spécimens concernés par une variation du RPCU par rapport au RPCU de référence	80
Tableau 22 : Médiane, moyenne et écart type calculés pour chaque variable présentant un effet du spécimen et à chaque temps de mesure (les résultats apparaissant en caractère gras sont significativement différents des résultats obtenus dans le spécimen de référence).....	82

LISTE DES ANNEXES

Annexe 1 : Feuille de procédure expérimentale propre à chaque chat inclus dans l'étude....	107
Annexe 2 : Notice d'utilisation de la bandelette urinaire Multistix, Siemens Healthcare Diagnostics Inc. Tarrytown, NY.	109
Annexe 3 : Recommandations du fabricant à propos de l'utilisation du lecteur de bandelette urinaire Clinitek status, Siemens Healthcare Diagnostics Inc. Tarrytown, NY.	111
Annexe 4 : Correspondance entre les unités mentionnées sur le ticket d'impression et la bandelette urinaire (les plages sombres correspondent à des résultats positifs).....	115
Annexe 5 : Recommandations du fabricant concernant l'utilisation du réfractomètre UG-1.	117
Annexe 6 : Caractéristiques des chats inclus dans l'étude.	119
Annexe 7 : Contexte clinique du prélèvement urinaire pour chaque chat.	121
Annexe 8 : Dates de prélèvement, volumes prélevés, températures dans la pièce d'expérience et dates de décongélation pour tous les spécimens étudiés.	123
Annexe 9 : Représentation graphique des résultats de référence (C ₀), après contact immédiat (L ₀), et après 3 (L ₃), 6 (L ₆) et 12 (L ₁₂) heures de contact entre l'urine et la litière Medicat®, lors de réactions positives de la plage glucose.	125
Annexe 10 : Représentation graphique des résultats de référence (C ₀), après contact immédiat (L ₀), et après 3 (L ₃), 6 (L ₆) et 12 (L ₁₂) heures de contact entre l'urine et la litière Medicat®, lors de réactions positives de la plage bilirubine.....	127
Annexe 11 : Densité urinaire mesurée au réfractomètre de référence (C ₀), après contact immédiat (L ₀), et après 3 (L ₃), 6 (L ₆) et 12 (L ₁₂) heures de contact entre l'urine et la litière Medicat®.....	129

Annexe 12 : pH urinaire de référence (C0), après contact immédiat (L0), et après 3 (L3), 6 (L6) et 12 (L12) heures de contact entre l'urine et la litière Medicat®. 131

Annexe 13 : Activité peroxydasique (GR/ μ L) de référence (C0), après contact immédiat (L0), et après 3 (L3), 6 (L6) et 12 (L12) heures de contact entre l'urine et la litière Medicat®..... 133

Annexe 14 : Protéinurie (g/L) de référence (C0), après contact immédiat (L0), et après 3 (L3), 6 (L6) et 12 (L12) heures de contact entre l'urine et la litière Medicat®..... 135

Annexe 15 : Urobilinogène urinaire (mg/dL) de référence (C0), après contact immédiat (L0), et après 3 (L3), 6 (L6) et 12 (L12) heures de contact entre l'urine et la litière Medicat®..... 137

Annexe 16 : RPCU de référence (C0), après contact immédiat (L0), et après 3 (L3), 6 (L6) et 12 (L12) heures de contact entre l'urine et la litière Medicat®. 139

INTRODUCTION

Les analyses urinaires effectuées en routine, et définies par le NCCLS (National Committee for Clinical Laboratory Standards ; GP16-A pour la biologie médicale humaine) comme étant « des analyses d'urine avec des techniques couramment employées par les laboratoires d'une manière rapide, sûre et peu onéreuse » (NCCLS, 2001) constituent un examen complémentaire facile à réaliser, qui nécessite peu de matériel, et peut être effectué par des personnes formées en pratique générale (Wamsley et Alleman, 2007).

Réalisées chez des chats sains dans le but de dépister des maladies occultes, elles sont aussi un composant essentiel dans l'évaluation diagnostique d'un animal malade, en permettant de suivre la progression d'une maladie, la réponse à un traitement, ou encore de s'assurer de l'innocuité d'un médicament sur le rein (Cowell, 2004).

L'obtention d'un échantillon d'urine est une tâche délicate pour le propriétaire de chat qui doit le plus souvent faire appel à un vétérinaire. Plusieurs méthodes de prélèvement d'urine sont disponibles. Bien que la cystocentèse soit considérée dans la littérature comme la méthode de prélèvement d'urine de référence chez le chat, cet acte invasif nécessite une immobilisation totale de l'animal, dont la coopération n'est pas toujours optimale.

Des litières pour chat non absorbantes ont été développées pour permettre au propriétaire la collecte non invasive d'urine, émise par miction spontanée, directement dans la litière afin de l'apporter chez son vétérinaire. Les avantages sont une absence de stress et de contrainte pour l'animal qui peut rester dans un environnement familier, un coût diminué pour le propriétaire, ainsi qu'un gain de temps précieux pour le vétérinaire (site internet www.sealsand.com consulté le 10 avril 2014).

Cependant, l'effet d'un contact bref ou prolongé avec ce type de litière sur les résultats d'analyse d'urine est peu ou pas connu. C'est pourquoi, dans une première partie, bibliographique, nous décrirons les différentes méthodes de prélèvement d'urine en médecine féline ainsi que les caractéristiques des différents types de litières pour chat. Dans une seconde partie, nous nous proposons de comparer les résultats des analyses urinaires obtenus suite à un contact de durée variable entre l'urine et une litière non absorbante, la litière Medicat®, aux résultats obtenus suite à une analyse d'urine réalisée immédiatement après un prélèvement par cystocentèse, et constituant « l'analyse de référence ».

1. PREMIERE PARTIE : PARTIE
BIBLIOGRAPHIQUE

1.1 Les différentes méthodes de prélèvement d'urine en médecine féline

1.1.1 La cystocentèse

La cystocentèse est une paracentèse qui consiste en une ponction de la vessie à l'aiguille afin de prélever une quantité variable d'urine par aspiration. Elle est la méthode de collecte d'urine de référence chez le chat lorsqu'une mise en culture bactérienne de l'échantillon est souhaitée, dans la mesure où elle permet l'obtention d'urine stérile en évitant le passage de celle-ci par l'urètre (Forrester et Grant, 2010). Lorsqu'elle est effectuée correctement, la cystocentèse est un acte pratique pour le vétérinaire, et facile (Forrester et Grant, 2010).

Cette technique est recommandée pour éviter la contamination des échantillons urinaires par les bactéries, les cellules, et les débris de l'appareil uro-génital inférieur, pour faciliter la localisation de l'hématurie, de la pyurie et de la bactériurie, mais aussi pour diminuer au maximum le risque d'infection du tractus urinaire (ITU) iatrogène qui pourrait être provoquée par le sondage, en particulier chez les patients ayant une affection prédisposant à une ITU bactérienne (Osborne et Stevens, 1999). Son but peut être d'autre part occasionnellement thérapeutique (décompression vésicale dans le cas d'obstruction des voies urinaires basses).

Initialement, la vessie doit être immobilisée et palpée afin de localiser sa position et d'évaluer son degré de réplétion. Si la palpation vésicale est impossible, particulièrement chez les animaux obèses, le recours à un échographe permet d'obtenir un échantillon d'urine de façon sûre (Lulich et Osborne, 2004). Dans le cas où la vessie ne serait pas palpable et un échographe non disponible, la cystocentèse peut être effectuée « à l'aveugle ». Bien que cette technique soit réalisée avec succès chez 50% des chiens (Chew et coll., 2011), elle n'est pas recommandée chez le chat en raison du risque de lésions de la vessie ou des structures adjacentes (Osborne et Stevens, 1999), dues notamment au fait que la position de la vessie chez le chat est beaucoup plus variable que chez le chien (Chew et coll., 2011).

Une vessie peu remplie ou un animal présentant un trouble de l'hémostase constituent les principales contre-indications à la réalisation de la cystocentèse (Osborne et coll., 1980 ; Macdougall et Curd, 2000).

L'animal vigile doit être maintenu dans une position à la fois confortable pour lui et pour l'opérateur. L'abdomen ventral est palpé lorsque l'animal est en décubitus

dorsal, abdominal latéral s'il est debout ou en décubitus latéral. La contention chimique est rarement requise mais peut être utilisée au besoin, à l'appréciation de l'opérateur, si l'animal ne supporte pas la contention physique ou la palpation abdominale (Osborne et coll., 1980).

La tonte ou l'humidification des poils afin de permettre une meilleure exposition de la zone à ponctionner est préférée par certains opérateurs mais serait non nécessaire (Chew et coll., 2011). La désinfection de cette même zone avant la cystocentèse est un point controversé : certains auteurs la proscrivent, mettant en avant l'argument que le risque de contamination de l'urine par le produit désinfectant est présent, tout comme l'apparition possible de résultats faux-négatifs après mise en culture (Chew et coll., 2011). D'autres auteurs la mentionnent, en précisant que le plus souvent une simple application d'alcool au niveau du site de ponction est suffisante (Forrester et Grant, 2010), ou que la désinfection, bien qu'idéale, n'est souvent pas effectuée en pratique car elle contribue à stresser l'animal (Little, 2012).

La plupart du temps, une aiguille de 0,5 à 0,6 mm (soit 23 à 25 gauges (G)) (Little, 2012) voire 0,7 mm de diamètre (soit 22 G) est utilisée pour la ponction, montée sur une seringue de 6 à 12 mL (Forrester et Grant, 2010; Chew et coll., 2011).

La vessie est immobilisée d'une main tandis que l'autre main guide l'aiguille à travers la paroi ventrale ou ventro-latérale de la vessie, afin de minimiser le risque de toucher les uretères ainsi que les vaisseaux sanguins abdominaux les plus gros.

La pénétration de la paroi abdominale puis vésicale par l'aiguille s'effectue de l'avant vers l'arrière de l'animal, en direction du trigone vésical et avec un angle oblique d'environ 45 degrés, l'extrémité de l'aiguille s'arrêtant à faible distance du départ de l'urètre. Cette position permet la récolte de l'urine dans la seringue immédiatement après pénétration dans la lumière vésicale, ainsi que la décompression de la vessie sans avoir à réinsérer l'aiguille dans la lumière. En effet, si l'aiguille se trouve au niveau de l'apex vésical ou légèrement décalée, celle-ci peut ne pas rester dans la lumière vésicale du fait de la diminution du volume de la vessie lors de l'aspiration de l'urine (Lulich et Osborne, 2004), comme nous le montre la Figure 1.

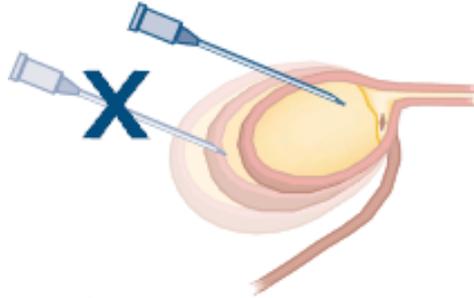


Figure 1 : Sites correct et incorrect d'insertion de l'aiguille dans la vessie dans le but de récolter de l'urine (Lulich et Osborne, 2004). Abord ventral sur un animal en décubitus dorsal.

Egalement, lors de l'aspiration de l'urine, il faut veiller à ne pas exercer une pression trop importante sur la vessie, ce qui pourrait entraîner une fuite d'urine dans la cavité abdominale (Kruger et coll., 1996), comme nous le montre la Figure 2.

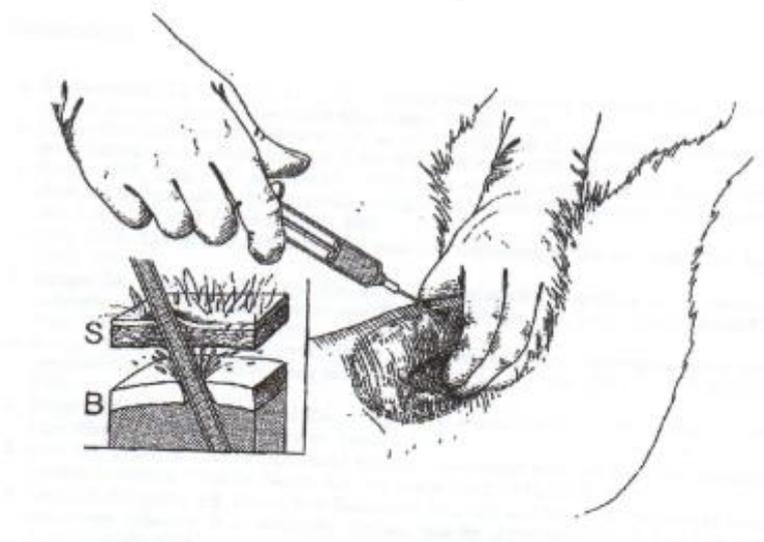


Figure 2 : Fuite d'urine dans la cavité abdominale lors d'une cystocentèse réalisée en position ventro-dorsale avec une pression trop importante exercée sur la vessie (S : peau au niveau abdominal ; B : paroi de la vessie), (Kruger et coll., 1996)

Si l'urine ne peut pas être aspirée dans la seringue, l'aiguille est retirée et la seringue et l'aiguille sont toutes deux remplacées, car elles peuvent contenir du sang qui contaminerait l'échantillon futur (Lulich et Osborne, 2004). De plus, l'utilisation de nouvelles aiguille et seringue minimise le risque d'infection microbienne iatrogénique pouvant provenir des intestins (Kurien et coll., 2004) et de la peau (Lulich et Osborne, 2004).

La limitante diagnostique majeure de la cystocentèse est qu'elle est souvent associée à un degré variable d'hématurie microscopique iatrogène (Osborne et Stevens, 1999), non distinguable d'une hématurie pathologique, pouvant de plus être particulièrement prononcée lorsque l'animal présente une affection vésicale (Cowell, 2004).

Néanmoins, les complications de cette méthode de prélèvement restent rares. La dissémination de cellules tumorales à partir d'un carcinome transitionnel est une préoccupation, bien que la fréquence et l'importance de ce problème ne soient pas documentées (Chew et coll., 2011). Une des complications les plus étonnantes reste la rare apparition de vomissements et de perte de connaissance. Bien que son mécanisme ne soit pas clairement établi, cela est possiblement dû à une libération de catécholamines, dont l'effet pourrait être plus sévère sur des animaux présentant une cardiopathie sous-jacente (Chew et coll., 2011; Little, 2012).

1.1.2 Le cathétérisme urétral

Le cathétérisme de l'urètre correspond à l'introduction d'une sonde urinaire dans la vessie à partir du méat urétral. Cette méthode permet l'obtention d'urine stérile utile si une mise en culture bactérienne est souhaitée (bien que la méthode de référence reste la cystocentèse comme nous l'avons mentionné précédemment), mais également de mesurer la production d'urine, d'injecter des produits de contraste préalablement à la réalisation de radiographies, ainsi que de lever une rétention urinaire secondaire à une obstruction urétrale fonctionnelle ou lésionnelle (Forrester et Grant, 2010).

Cette technique nécessite une bonne maîtrise, c'est pourquoi elle ne doit pas être déléguée à une personne non expérimentée (Lees et Osborne, 1980).

Le chat, quel que soit son sexe, doit subir une sédation préalablement à la pratique du sondage, afin d'assurer un traitement respectueux de l'animal et de minimiser de possibles traumatismes de l'urètre (Little, 2012).

Cette méthode doit se réaliser de façon aseptique en utilisant une sonde stérile, des gants stériles, ainsi qu'un nettoyage et une désinfection adéquats de l'animal (Chew et coll., 2011), consistant en une tonte et une toilette de la zone périnéale et des organes génitaux externes avec un savon antiseptique (Forrester et Grant, 2010).

Les sondes qui peuvent être employées présentent une diversité de taille (diamètre et longueur), de composition, et de forme, et sont choisies dans un but bien particulier (Forrester et Grant, 2010). En effet, il existe trois types de sondage urétral : le sondage diagnostique, le sondage répété par intermittence, et le sondage à demeure. Les sondes souples comme celles en nylon sont appropriées pour le prélèvement d'urine dans un but diagnostique tandis que les sondes en silicone ou en latex sont utilisées à demeure (Forrester et Grant, 2010).

Le chat mâle est placé en décubitus dorsal, latéral ou ventral. La queue et les pattes arrière sont dégagées afin de permettre un meilleur abord du pénis. Celui-ci est ensuite extériorisé du fourreau. La courbure naturelle de la portion caudale de l'urètre est ensuite effacée en déplaçant le pénis dorsalement. Ainsi, l'axe de l'urètre s'aligne avec celui de la colonne vertébrale (Osborne et Stevens, 1999 ; Forrester et Grant, 2010). Il est recommandé de masser délicatement l'extrémité distale exposée du pénis, dans le but d'évacuer tout matériel pouvant obstruer l'urètre, se situant le plus souvent près de l'orifice externe de ce dernier (Forrester et Grant, 2010). L'extrémité lubrifiée de la sonde choisie est ensuite insérée au niveau de l'orifice externe de l'urètre et la sonde avancée jusqu'à ce que de l'urine soit obtenue. La Figure 3 nous permet de visualiser la position du pénis au moment du sondage.



Figure 3 : Position correcte du pénis lors du sondage urétral d'un chat positionné en décubitus ventral (Crédit photo ENVT Dr B. Reynolds)

La chatte est quant à elle placée en décubitus ventral la plupart du temps, et la queue soulevée. La sonde lubrifiée est insérée délicatement et prend une direction légèrement dorsale le long du plancher ventral du vestibule, pour ensuite pénétrer dans le méat urétral, celui-ci pouvant être visualisé directement ou à l'aide d'un petit otoscope (Chew et coll., 2011).

Une force excessive doit être évitée lors de la progression de la sonde, de l'aspiration de l'urine ou encore lors de l'administration de liquides d'irrigation vésicale. En effet, la muqueuse et la sous-muqueuse de la vessie et de l'urètre sont fragiles, et les traumatismes pouvant être induits par le sondage prédisposent l'animal à de nombreuses complications notamment infectieuses (Lees et Osborne, 1980), la principale étant une ITU bactérienne. C'est pourquoi sa réalisation n'est pas conseillée sur des chats présentant une affection urinaire, un diabète sucré, une polyurie (Osborne et Stevens, 1999). Nous pouvons ajouter que le risque de développer une ITU augmente de manière proportionnelle au temps où la sonde est laissée à demeure (Lees et Osborne, 1980). Les sondes laissées à demeure sont à l'origine d'ITU dans environ 50% des cas chez les chats et les chiens, et ce pourcentage augmente lorsque la sonde est laissée plus de 4 jours en place (Barsanti et coll., 1985).

1.1.3 La miction provoquée par compression manuelle de la vessie

Cette technique requiert une réplétion vésicale suffisante pour que la pression exercée de façon croissante sur la vessie puisse vaincre la résistance du sphincter urétral.

Ainsi, la récolte d'urine peut se faire au moment souhaité par l'opérateur sur une vessie relativement pleine (Osborne et Stevens, 1999; Barsanti et Finco, 1980). Cependant, cette donnée mérite être nuancée, dans la mesure où la miction reste difficile à induire chez certains chats, en particulier chez les mâles (Osborne et Stevens, 1999), et de façon plus générale chez des chats vigiles (Reine et Langston, 2005; Chew et coll., 2011). Très souvent, une palpation vésicale infructueuse sur un chat donne lieu à une émission d'urine par miction spontanée peu de temps après la stimulation (Chew et coll., 2011).

Cette méthode présente l'avantage de ne pas provoquer d'ITU ou de traumatisme iatrogène, à condition que la pression exercée sur la vessie ne soit pas trop importante. Si ce n'est pas le cas, d'une part, l'interprétation des résultats pourra être faussée par la présence d'une hématurie iatrogène, d'autre part, les conséquences sur le chat peuvent être graves dans le cas

où son urine serait contaminée ou infectée par des bactéries. En effet, la compression manuelle de la vessie peut entraîner un reflux vésico-urétéral et être à l'origine d'une pyélonéphrite (Osborne et Stevens, 1999; Chew et coll., 2011). Une étude de 1983 chez des chats cliniquement sains et ayant subi une contention chimique a mis en évidence que 40% d'entre eux présentaient un reflux vésico-urétéral suite à la compression manuelle de la vessie, et que ce reflux avait plus de risques d'apparaître lors d'une compression manuelle d'au minimum dix secondes (Feeney et coll., 1983).

Le recours à cette méthode n'est pas souhaitable lorsqu'une mise en culture bactérienne est souhaitée, dans la mesure où l'urine est souvent contaminée par des cellules, des bactéries et d'autres débris se trouvant au niveau du tractus génital, du tractus urinaire distal et au niveau de la peau et des poils (Osborne et Stevens, 1999).

1.1.4 La miction spontanée

Contrairement aux autres techniques présentées précédemment et en l'absence d'obstruction urétrale, une collecte d'urine évacuée par miction spontanée est évidemment atraumatique, sans danger pour le chat et possède l'avantage de pouvoir être effectuée directement par le propriétaire (Osborne et Stevens, 1999). Elle représente aussi une méthode de choix pour l'évaluation d'une hématurie (Chew et coll., 2011).

Cependant, l'urine collectée par miction spontanée, tout comme dans le cas d'une compression manuelle de la vessie, peut subir une contamination au niveau des voies urinaires, de la peau et des poils, et ce en dépit des précautions qui pourraient être prises, ce qui ne la rendrait pas adaptée à une culture bactériologique (Chew et coll., 2011; Osborne et Stevens, 1999). Un échantillon d'urine prélevé à mi-miction réduirait le risque de présence de débris cellulaires et de bactéries, mais en pratique, nous savons que contrairement au chien, une collecte à mi-miction chez le chat est une tâche très délicate (Reine et Langston, 2005).

Afin d'obtenir un échantillon d'urine, le propriétaire peut remplacer la litière habituelle par une litière non absorbante ou mettre à disposition du chat un bac propre et vide. Un film plastique peut également être placé sur la litière habituelle d'un chat dégriffé (Reine et Langston, 2005). Le moment d'obtention de l'urine est aléatoire et imprévisible, contrairement aux autres méthodes citées.

1.2 Choix d'une méthode de collecte en fonction du type d'analyse d'urine : recommandations actuelles

Le tableau 1 illustre la comparaison des méthodes de collecte d'urine chez le chat, en prenant en considération la qualité diagnostique de l'échantillon collecté en fonction des indications de l'analyse.

Tableau 1 : Comparaison des méthodes de collecte de l'urine en fonction des indications de l'analyse (Lulich et Osborne, 2004; Little, 2012)

Analyse/contexte	Méthode de collecte				
	Cystocentèse	Miction spontanée		Cathétérisme	Miction provoquée
		Début de miction	Mi-miction		
Dépistage	Méthode de choix	Déconseillé	Satisfaisant	Déconseillé	Déconseillé
Uroculture	Méthode de choix	Déconseillé	Satisfaisant	Déconseillé	Déconseillé
ABAU*	Méthode de choix	Déconseillé	Satisfaisant	Déconseillé	Déconseillé
Urolithiase	Méthode de choix	Satisfaisant	Satisfaisant	Déconseillé	Déconseillé
Tumeur vésicale	Déconseillé	Méthode de choix	Méthode de choix	Déconseillé	Déconseillé
Affection urétrale	Déconseillé	Méthode de choix	Méthode de choix	Déconseillé	Déconseillé

*ABAU : Affection du bas appareil urinaire

La cystocentèse est considérée comme la méthode de collecte de choix pour la majorité des analyses, notamment l'uroculture. Cette recommandation est fondée sur plusieurs études. Une étude a été menée en 1984 sur douze chats adultes cliniquement sains sur lesquels on a effectué deux cystocentèses, deux sondages urétraux et deux compressions manuelles vésicales en trois semaines, dans un but de mise en culture bactérienne. Il s'est avéré qu'aucun des échantillons prélevés par cystocentèse ne contenait de bactéries, alors que 16,7% et 78,3% des échantillons prélevés respectivement par sondage urétral et par miction induite en contenaient (Lees et coll., 1984). Ces résultats sont similaires à ceux d'une autre étude menée en 2004 sur soixante-dix-neuf chats présentant des signes cliniques d'affection du bas appareil urinaire (pollakiurie, hématurie, strangurie), et chez lesquels un prélèvement d'urine pour mise en culture a été effectué selon trois méthodes différentes (trente-neuf chats prélevés par cystocentèse, onze par cathétérisme urétral, vingt-neuf par miction spontanée ou induite manuellement). Les échantillons prélevés par cystocentèse ont donné des résultats considérés comme faussement positifs chez 8% des chats seulement, contre 27% lors d'un prélèvement par l'une ou l'autre des deux autres méthodes (van Duijkeren et coll., 2004).

Toutefois, l'uroculture quantitative permet de distinguer une contamination d'un échantillon urinaire d'une bactériurie vraie, et ce quel que soit la méthode de récolte employée, les seuils de positivité étant néanmoins différents pour chaque méthode (Pressler et Bartges, 2010). Il est donc surprenant que la cystocentèse soit encore considérée comme une pratique incontournable en médecine vétérinaire et, qu'à l'instar de la médecine humaine, une interprétation rigoureuse des résultats d'uroculture par le laboratoire de bactériologie n'ait pas permis de s'en affranchir.

1.3 Les litières pour chat

Les litières pour chat sont apparues en France à la fin des années 1960. Elles représentent actuellement le premier poste de dépenses des ménages en termes d'achats non-alimentaires à destination des chats. En effet, en 2012, celles-ci étaient génératrices de 168 millions d'euros de chiffre d'affaires, en progression de 5% par rapport à 2011 (Anonyme, 2014). Environ 80% des français possesseurs de chats achètent de la litière (Groupe J par l'Institut TMO, 2011), les autres adoptant des solutions telles que le papier journal ou l'accès libre à l'extérieur. Leur consommation est d'en moyenne 33 kg de litières par an et par chat (Leforestier, 2010).

En avril 2011, l'étude « Les français et leurs chats » réalisée auprès de 604 possesseurs de chats, indique qu'ils ont acheté de la litière à 88,7% en hypermarchés et supermarchés, à 2,6% en hard discount, contre 4% en animaleries et 2% en jardineries.

Les principales attentes des consommateurs en termes de litières pour chats comprennent la rétention des odeurs et l'absorption des liquides, la facilité d'utilisation (caractère compact, moindre poids du conditionnement), et le respect de l'environnement. Afin de répondre au mieux aux demandes d'acheteurs toujours plus exigeants, les fabricants élaborent des produits toujours plus performants (Leforestier, 2011).

1.3.1 Les différents types de litières

Il existe actuellement deux grandes catégories de litières : les litières minérales d'une part, et végétales, d'autre part.

1.3.1.1 Les litières minérales

D'après l'étude « Les français et leurs chats » de 2011, 79% des consommateurs de litières optent pour des litières minérales. Celles-ci représentent dans le circuit des grandes et moyennes surfaces alimentaires plus de 70% du marché en valeur, et plus de 75% en volume (Leforestier, 2011).

Elles sont formées majoritairement à partir d'argiles naturelles (sépiolite, attapulgite, illite, bentonite, terre à foulons...). En fonction du type d'argile utilisé, des agglomérats se forment ou pas au contact de l'urine, ce qui permet de distinguer des litières dites agglomérantes, des litières non agglomérantes. Les acheteurs de litières minérales optent pour de l'agglomérante dans 53% des cas (Groupe J par l'Institut TMO, 2011). Les agglomérats formés au contact de l'urine doivent être enlevés quotidiennement tout en laissant en place la litière non modifiée et en la complétant au fur et à mesure. De la litière non agglomérante est choisie par 42% des acheteurs de litières minérales (Groupe J par l'Institut TMO, 2011). Celle-ci se présente sous forme de granulés à renouveler totalement tous les trois ou quatre jours.

Développées sur le marché français depuis les années 2000, les litières minérales formées à partir de silice permettent une absorption rapide de l'humidité et des odeurs, ne collent ni aux poils ni aux membres, et ne dégagent pas de poussière (Leforestier, 2011). Ce matériau est plus coûteux que l'argile au kilogramme, mais son utilisation s'effectue sur une plus longue durée. Les excréments solides doivent être ôtés tous les jours. Au fur et à mesure des jours d'utilisation, les granulés jaunissent du fait de l'absorption. Certaines marques affirment que ce type de litières se change une fois par mois seulement (site internet www.perlinette.com consulté le 10 avril 2014).

Des litières minérales permettant le suivi de l'état de santé du chat ont été conçues. Elles détectent les constituants anormaux dans l'urine émise, par le biais d'indicateurs colorés. Ainsi, le changement de couleur alerte le propriétaire sur une possible anomalie. C'est le cas notamment de la litière Perlinette® suivi santé et de la litière Tranquille® Cristale Diagnostics (sites internet www.perlinette.com et www.litiere.fr consultés le 10 avril 2014).

Le suivi de l'état de santé de l'animal, s'il n'est pas effectué de façon indirecte par le biais d'un changement de couleur de la litière, peut être réalisé de façon plus sûre en récoltant l'urine émise directement dans la litière. Certaines litières permettent d'effectuer ce prélèvement d'urine de façon aisée. C'est le cas de la litière Katkor®, constituée de granules de polypropylène, qui est non absorbante. La récolte de l'urine est permise à l'aide d'une pipette prévue à cet effet en inclinant le bac à litière. L'urine est aspirée dans le coin le plus profond du bac (site internet www.katkor.com consulté le 10 avril 2014).

Depuis quelques années, des litières minérales se présentant sous la forme d'un sable hydrophobe existent sur les marchés du Royaume-Uni et de l'Irlande. Elles ont été mises au point afin de permettre, comme la litière Katkor®, une collecte d'urine non invasive chez le

chat, en vue d'analyses urinaires. Les particules de sable sont similaires en consistance au sable naturel, mais ne permettent pas l'absorption d'eau contrairement à ce dernier. Lorsque le chat urine sur ce sable, une flaque est créée en surface. L'urine peut, de ce fait, être collectée facilement à l'aide d'une pipette en surface de la litière (sites internet www.sealsand.com et www.globaltechholdings.co.uk consultés le 10 avril 2014).

1.3.1.2 Les litières végétales

Elles sont utilisées par plus de 17% des consommateurs (Groupe J par l'Institut TMO, 2011). Composées à partir de particules agglomérées de bois, de lin, ou de rafles de maïs, ces litières se caractérisent par leur respect de l'environnement grâce à leur biodégradabilité, et par le fait qu'elles peuvent se composter. Elles sont de plus bien absorbantes et d'une totale innocuité. Les litières à base de sciure restent cependant peu utilisées, en raison d'un risque d'allergie et d'ingestion lors de la toilette, à l'origine de troubles digestifs (Malandain, 1999). Les litières végétales apportent de la valeur ajoutée au marché (Leforestier, 2013), et s'inscrivent de ce fait totalement dans le courant de la protection environnementale. Leur niveau de vente est cependant encore loin d'égaliser celui des litières minérales (Leforestier, 2011).

1.3.2 Les désodorisants pour litière

Un désodorisant pour litière est utilisé par 14% des possesseurs de chats (Groupe J par l'Institut TMO, 2011). Il est le plus fréquemment utilisé pour les chats de race (Cayrel, 2005).

1.3.3 Les bacs à litière

Sur 100 possesseurs de chats, 80 possèdent un bac à litière (Groupe J par l'Institut TMO, 2011), installé le plus souvent dans la cuisine (Cayrel, 2005). De dimensions moyennes 50 cm x 30 cm, le bac est généralement fait de matière plastique (Malandain, 1999). Il est recommandé de toujours disposer au sein de la maison un bac de plus que le nombre de chats présents, notamment pour limiter le risque de stress inhérent à une difficulté d'accès au lieu d'élimination (Grigg et coll., 2012).

Une étude publiée en 2013 et réalisée auprès de 27 chats, a mis en évidence que la plupart d'entre eux n'ont pas de préférence entre des bacs à litières couverts et des bacs non couverts, à partir du moment où ceux-ci sont nettoyés une fois par jour (Grigg et coll., 2012).

Les mauvaises odeurs émanant des bacs à litière pouvant être un réel problème pour les propriétaires de chats, l'utilisation de maisons de toilette avec filtre anti-odeur représente ainsi une alternative intéressante à l'utilisation de bacs à litière traditionnels, tout en apportant de la valeur ajoutée au marché (Leforestier, 2013).

1.3.4 Devenir de la litière

La litière usagée est considérée comme un déchet banal. Elle est récupérée par le service des ordures ménagères (Malandain, 1999).

La litière pour chat est à l'origine de 400 000 tonnes de déchets ménagers par an, soit environ 2% de la somme totale des déchets ménagers français, ce qui la place parmi les postes de déchets les plus importants dans notre consommation quotidienne (Leforestier, 2009).

2. SECONDE PARTIE : ETUDE **EXPERIMENTALE**

2.1 Contexte et objectifs

Les analyses d'urine sont fréquemment indiquées en médecine féline. Plusieurs méthodes de collecte d'urine sont possibles, la cystocentèse étant actuellement considérée comme la méthode de référence. Il est également possible de collecter les urines émises dans un bac à litière, au domicile du propriétaire, en utilisant une litière non absorbante. Cette méthode est moins invasive, mais l'effet d'un contact bref ou prolongé avec ce type de litière sur les résultats d'analyse d'urine est peu ou pas connu.

Le but de cette étude est de comparer les résultats d'une analyse urinaire réalisée immédiatement après le prélèvement d'urine par cystocentèse, avec ceux de l'analyse du même spécimen après un contact de durée variable avec une litière minérale non absorbante utilisée chez le chat, la litière Medicat®.

2.2 Matériels et méthodes

2.2.1 Animaux

2.2.1.1 Critères d'inclusion des animaux

Les chats utilisés étaient des chats présentés en consultation à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse (ENVT) et pour lesquels une analyse d'urine par cystocentèse était nécessaire, soit dans un but diagnostique, soit dans le cadre d'un suivi d'une affection connue.

2.2.1.2 Critères de non inclusion des animaux

Les animaux n'étaient pas inclus dans l'étude lorsque la cystocentèse était contre-indiquée (*id est* (i.e.) troubles de la coagulation), ou techniquement impossible, à l'appréciation de B. Reynolds, ou si le volume d'urine était insuffisant pour préparer le nombre prévu de spécimens et réaliser la totalité des analyses prévues.

2.2.1.3 Préparation des animaux sélectionnés

La cystocentèse était réalisée après la prise en charge initiale de l'animal.

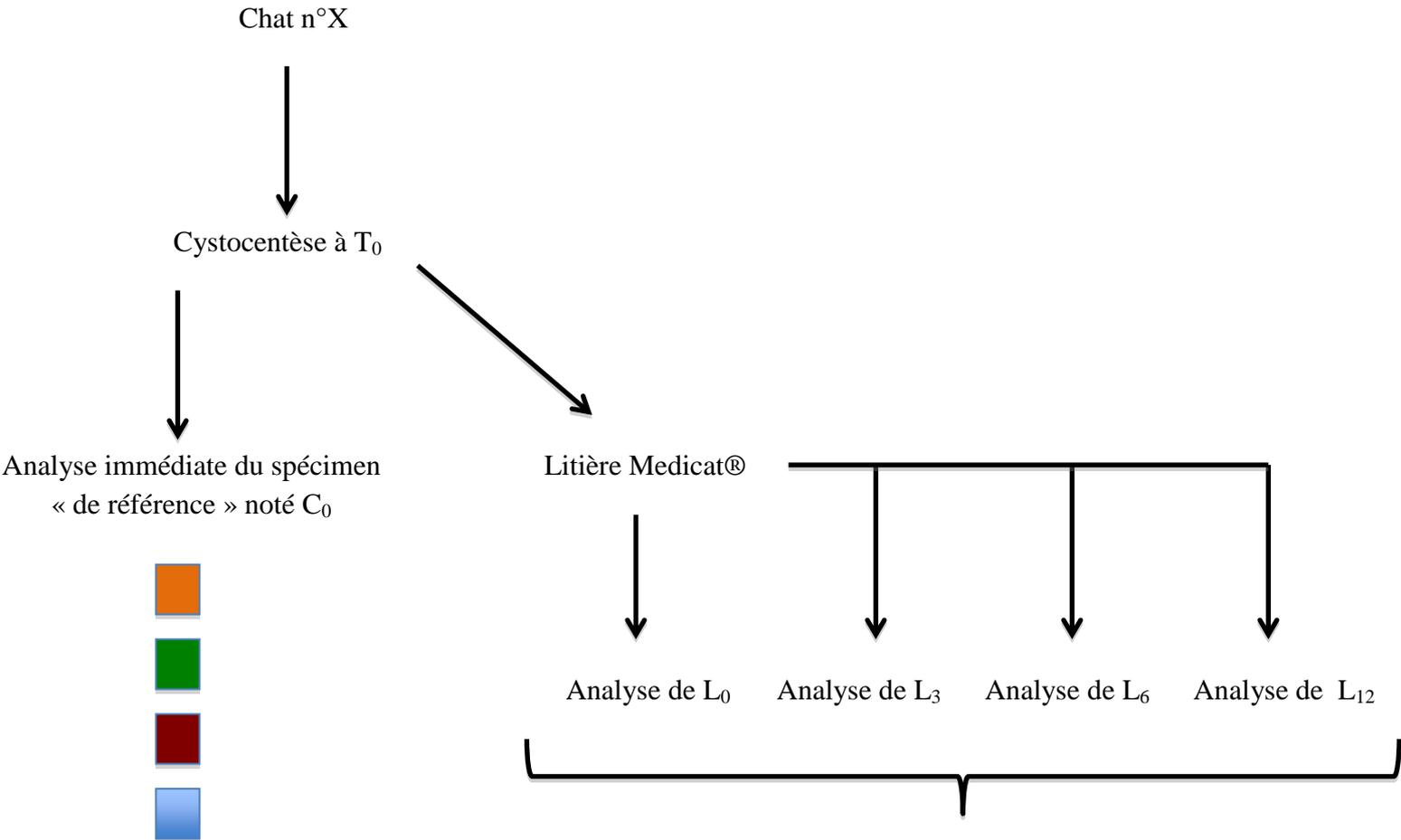
2.2.1.4 Données relatives aux chats

A chaque animal inclus dans l'étude était associé un numéro. Les informations suivantes étaient également répertoriées pour chaque chat : le numéro de dossier sous la forme Ta-b (a correspondant aux deux derniers chiffres de l'année de réalisation du dossier de l'animal à l'ENVT, et b étant un nombre compris entre 1 et 99999), la race, l'âge (années), le sexe, le poids (kg), le but de la consultation (consultation diagnostique ou de suivi) et le contexte clinique.

2.2.2 Plan d'étude

Un prélèvement par cystocentèse était réalisé sur chaque chat sélectionné, et un chronomètre déclenché immédiatement après la cystocentèse. L'instant de déclenchement du chronomètre noté T_0 ainsi que le volume d'urine prélevée étaient répertoriés sur la feuille de procédure expérimentale propre à chaque animal (Annexe 1). Une analyse d'urine immédiate « de référence » était effectuée à l'aide de 2,0 mL d'urine sur le spécimen C_0 (i.e. cystocentèse au temps T_0). Celle-ci comprenait la réalisation d'une bandelette urinaire, la mesure de la densité urinaire au réfractomètre, la réalisation d'une cytologie urinaire effectuée au laboratoire central après acheminement immédiat du spécimen d'urine préparé à cet effet, ainsi qu'un dosage différé du rapport protéines / créatinine urinaire (RPCU) après conditionnement et congélation d'un spécimen d'urine à -20°C , dans le bâtiment de Physiologie-Pharmacologie-Thérapeutique de l'ENVT, dans un délai de soixante minutes après prélèvement. Le volume d'urine restant était ensuite déposé dans un bac contenant la litière Medicat®, et l'instant de mise en contact de l'urine avec la litière était noté (Annexe 1). Immédiatement, puis 3, 6 et 12 h après cette mise en contact, un prélèvement de 1,0 mL d'urine placée au contact de la litière Medicat® était effectué afin de réaliser une bandelette urinaire, de mesurer la densité urinaire au réfractomètre, ainsi que de doser le RPCU en différé dans les mêmes conditions

que celles mentionnées précédemment. Les analyses aux différents temps étaient effectuées soit par J. Pèbre, soit par B. Reynolds. Un thermomètre était placé en permanence dans la salle d'étude, et la température à chaque étape était notée sur la feuille de procédure expérimentale (Annexe 1). Les étapes successives du plan d'étude sont détaillées sur la Figure 4.



Légende :

-  Bandelette urinaire
-  Mesure de la densité urinaire au réfractomètre.
-  Congélation d'un spécimen d'urine à -20°C dans un délai de soixante minutes pour dosage ultérieur du RPCU
-  Acheminement immédiat d'un spécimen d'urine pour cytologie urinaire au laboratoire central

- T₀ : Instant de déclenchement du chronomètre correspondant à la fin de la cystocentèse
- C₀ : Analyse urinaire de référence du spécimen prélevé par cystocentèse C₀
- L₀ : Analyse urinaire du spécimen L₀ immédiatement après contact de l'urine avec la litière
- L₃ : Analyse urinaire du spécimen L₃ après un contact de 3 h entre l'urine et la litière
- L₆ : Analyse urinaire du spécimen L₆ après un contact de 6 h entre l'urine et la litière
- L₁₂ : Analyse urinaire du spécimen L₁₂ après un contact de 12 h entre l'urine et la litière

Figure 4 : Schéma chronologique du plan d'étude

2.2.3 Procédures

2.2.3.1 Mise en place de la litière Medicat® dans le bac à litière

Un sachet de 500 g de litière Medicat® était versé dans un bac à litière propre et sec de dimensions 34 cm x 22 cm x 10 cm (Figure 5), placé sur une surface horizontale dans la salle de médecine interne aux cliniques des animaux de compagnie. La litière était répartie uniformément dans le bac de telle sorte que tout le fond de celui-ci en soit recouvert, comme l'illustre la Figure 6.

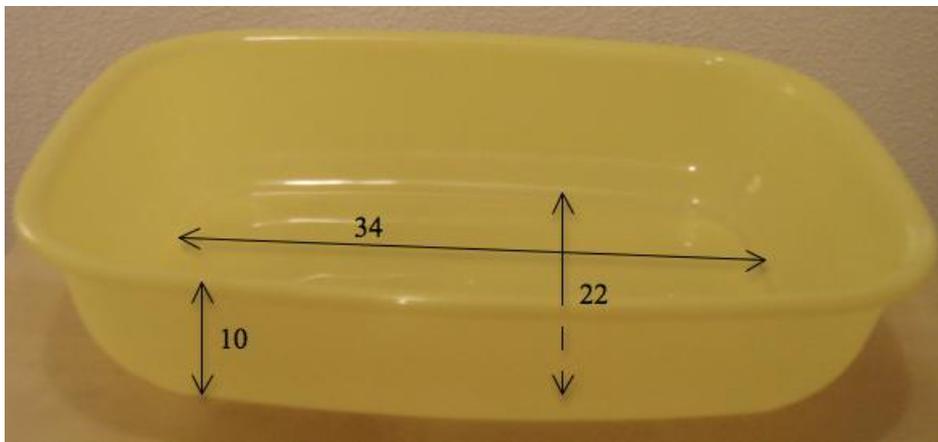


Figure 5 : Photographie du bac à litière avec ses dimensions en centimètres



Figure 6 : Répartition uniforme de la litière Medicat® recouvrant le fond du bac

2.2.3.2 Réalisation de la cystocentèse

Le prélèvement par cystocentèse était réalisé à l'aide d'une seringue de 10 mL montée d'une aiguille stérile à usage unique de 0,8 X 25 mm. La vessie était alors immobilisée avec une main pendant que l'autre main tenait la seringue. L'aiguille était insérée dans la vessie après passage dans la paroi abdominale avec un angle d'environ 45° par rapport à cette dernière, et en direction du trigone vésical. Une fois la vessie atteinte, l'aspiration de l'urine se faisait délicatement puis l'aiguille était soigneusement retirée.

2.2.3.3 Modalités de mise en contact de l'urine avec la litière

L'urine contenue dans la seringue ayant servi à réaliser la cystocentèse (à l'exception de 2,0 mL restant dans la seringue) était déposée aiguille démontée au centre du bac contenant la litière Medicat®, le volume versé n'étant pas standardisé.

2.2.3.4 Modalités de collecte de l'urine dans le bac à litière

Immédiatement puis après 3, 6 et 12 h de contact entre l'urine et la litière, 1,0 mL d'urine était prélevé dans le bac à litière à l'aide d'une seringue de 2,0 mL montée d'une aiguille stérile à usage unique de 0,6 X 25 mm.

2.2.4 Analyses

2.2.4.1 Paramètres de la bandelette urinaire

Une bandelette urinaire (Multistix, Siemens Healthcare Diagnostics Inc. Tarrytown, NY) (Annexe 2) a été réalisée conformément aux recommandations du fabricant (Annexe 3), et placée dans le lecteur de bandelette urinaire (Clinitek status, Siemens Healthcare Diagnostics Inc. Tarrytown, NY) se trouvant dans la salle de médecine féline. Après impression des résultats, les tickets d'impression accompagnés respectivement des mentions C₀, L₀, L₃, L₆,

L₁₂ ont été soigneusement archivés dans un « cahier d'étude » prévu à cet effet. La correspondance entre les valeurs mentionnées sur le ticket d'impression et la bandelette urinaire est répertoriée en Annexe 4 dans les colonnes « Reported Results » pour les paramètres glucose (mg/dL), corps cétoniques (mg/dL), activité peroxydasique (GR/ μ L), protéines (g/L), urobilinogène (mg/dL) et activité estérasique (GB/ μ L). Les valeurs inscrites sur le ticket d'impression correspondent aux mentions de la colonne « Reported Results Normal System » de l'Annexe 4 pour les paramètres bilirubine, densité urinaire, pH et nitrites.

2.2.4.2 Densité urinaire

50 μ L d'urine ont été déposés en totalité en surface du prisme d'un réfractomètre portable digital (UG-1, ATAGO CO., LTD), conformément aux recommandations du fabricant (Annexe 5). Le résultat s'affichait en quelques secondes.

Lorsque la densité urinaire était supérieure à 1,050, des barres clignotantes s'affichaient sur l'écran du réfractomètre. L'analyse était répétée sur l'urine diluée 1:1 avec de l'eau pour préparations injectables (ppi) : un volume de 50 μ L d'eau distillée et un volume identique d'urine étaient prélevés à l'aide de la pipette et déposés dans un microtube de 0,5 mL. L'urine et l'eau distillée étaient ensuite mélangées à l'aide de la pipette. Puis le mélange était aspiré en totalité et déposé en surface du prisme du réfractomètre digital. La valeur de la densité urinaire s'obtenait alors en multipliant par deux les deux derniers chiffres de la valeur lue, qui correspondent aux chiffres des centièmes et des millièmes de la densité urinaire réelle. Ainsi, à titre d'exemple, une valeur de densité urinaire lue de 1,028 correspond en réalité à une densité urinaire de 1,056.

Si après cette première dilution de l'urine, la densité urinaire était encore supérieure à 1,050, l'analyse était répétée sur l'urine diluée 1:2 avec de l'eau ppi. La valeur de la densité urinaire s'obtenait alors en multipliant par trois les deux derniers chiffres de la valeur qui s'affichait. Ainsi, à titre d'exemple, une valeur de densité urinaire lue de 1,025 correspond en réalité à une densité urinaire de 1,075.

2.2.4.3 RPCU (analyse en différé)

Pour chaque analyse, 0,5 mL d'urine a été placé dans un microtube de 0,5 mL, identifié au feutre indélébile avec les codes suivants : CYSn0 pour les spécimens de référence (n correspondant au numéro affecté au chat), LITnm pour les spécimens en contact de durée variable avec la litière Medicat® (n correspondant au numéro affecté au chat et m à la durée de contact urine/litière [m=0 ou m=3 ou m=6 ou m=12]). Les tubes ont été ensuite placés verticalement sur un portoir et congelés à -20°C dans un délai de soixante minutes au sein des bâtiments de Physiologie-Pharmacologie-Thérapeutique de l'ENVT. La veille du dosage, les prélèvements ont été décongelés à température ambiante. Le jour du dosage, réalisés dans un délai de deux semaines après prélèvement, ceux-ci ont été centrifugés (centrifugeuse EBA 3S ; Andreas Hettich GmbH and CO., Tuttlingen, Allemagne) durant quinze minutes (1500 tours par minute, rayon de centrifugation de 10 cm), avant analyse au laboratoire central de l'ENVT.

Au laboratoire d'analyses central de l'ENVT, les concentrations de créatinine et de protéines urinaires ont été déterminées à l'aide de l'analyseur Echo XPC (Edif Instruments S.r.l., via Ardeatina, 132 - 00179 Rome, Italy), selon les méthodes suivantes :

2.2.4.3.1 Méthode de dosage des protéines urinaires

Les protéines urinaires réagissent en solution acide avec le rouge de pyrogallol (50 mmol/L) ainsi que le molybdate de sodium (0,04 mmol/L) pour former un complexe coloré. L'intensité de la couleur formée est proportionnelle à la concentration en protéines urinaires de l'échantillon. La répétabilité intra-laboratoire de cette méthode, déterminée en utilisant trois solutions de contrôle de concentrations connues, est comprise entre 2,7 et 8,0%.

2.2.4.3.2 Méthode de dosage de la créatinine urinaire

Ce dosage était effectué par la méthode de Jaffé : la créatinine urinaire réagit avec l'acide picrique dans des conditions alcalines pour former un complexe jaune-orangé de créatinine-picrate qui absorbe la lumière à 510 nm. Le taux de formation de la coloration est proportionnel à la quantité de créatinine de l'échantillon. La répétabilité intra-laboratoire de cette méthode, déterminée en utilisant trois solutions de contrôle de concentrations connues, est comprise entre 6,2 et 8,6%.

2.2.5 Statistiques

2.2.5.1 Saisie des données

La saisie des résultats s'est effectuée avec le logiciel Microsoft Excel selon les modalités suivantes : une ligne du tableur Excel était associée à un prélèvement à un temps donné pour un chat. La première colonne était dédiée au numéro du chat, la seconde au numéro de dossier de l'animal. Les six colonnes suivantes caractérisaient les chats (race, âge, sexe, poids, consultation de diagnostic ou de suivi, contexte clinique), une autre était dédiée à la date de prélèvement, la suivante au volume initial d'urine prélevé par cystocentèse en mL, et une autre aux mentions correspondant aux spécimens répertoriés (C₀, L₀, L₃, L₆, L₁₂). La colonne suivante renseignait sur la date de décongélation. Les douze colonnes suivantes correspondaient aux paramètres étudiés pour chaque analyse urinaire (RPCU, Densité urinaire : densité urinaire mesurée à l'aide du réfractomètre UG-1 ; les paramètres GLU : glucose, BIL : bilirubine, KET : corps cétoniques, SG : densité urinaire, BLO : sang, pH : pH urinaire, PRO : protéines urinaires, URO : urobilinogène, NIT : nitrites, LEU : leucocytes, correspondaient aux dix paramètres de la bandelette urinaire). La dernière colonne renseignait sur la température de la pièce à chaque instant de prélèvement.

2.2.5.2 Effet du contact avec la litière

L'effet du spécimen sur les variables urinaires était testé en utilisant le modèle général linéaire suivant à l'aide du logiciel statistique Systat version 8.0, SPSS Inc, Chicago, IL :

$Y_{i,j} = \mu + \text{Specimen}_i + \text{Cat}_j + \varepsilon_{i,j}$, avec :

$Y_{i,j}$: valeur de la variable Y en considérant le spécimen i du chat j

μ : valeur de l'effet moyen

Specimen_i : effet du spécimen ($j = C_0, L_0, L_3, L_6$ ou L_{12})

Cat_j : effet du chat

$\varepsilon_{i,j}$: erreur résiduelle du modèle.

Une valeur de $P < 0,05$ était considérée comme significative.

Lorsqu'un effet du spécimen sur les résultats d'une variable urinaire était mis en évidence, chaque spécimen était comparé avec le spécimen de référence (urine prélevée par cystocentèse et analysée immédiatement : C_0) à l'aide du test de Dunnett.

2.3 Résultats

Sauf mention contraire, les résultats sont présentés sous la forme moyenne \pm écart type [min, max].

2.3.1 Caractéristiques des chats inclus

Trente-trois chats ont été prélevés. Le volume d'urine récoltée était insuffisant pour deux d'entre eux, c'est pourquoi trente-et-un chats ont été inclus dans l'étude.

Parmi les chats inclus, vingt-sept étaient de race européenne (Eur), deux étaient de race Sacré de Birmanie, un était de race Persan, et un était croisé Siamois (Annexe 6).

Treize chats étaient de sexe mâle (dont dix castrés), et dix-huit de sexe femelle (dont dix-sept stérilisées). Le poids moyen était de $4,2 \pm 1,2$ kg [2,1 kg – 8,0 kg], et l'âge moyen était de $9,5 \pm 5,7$ ans [0,6 an – 20,8 ans] (Annexe 6).

2.3.2 Contexte clinique du prélèvement urinaire

Vingt-et-un chats ont été présentés en consultation dans un but diagnostique. Les diagnostics établis sont les suivants : un diabète sucré, une cholangite, un lymphome alimentaire, une cytolyse hépatique, une ITU, une polykystose rénale, un animal présentant des vomissements chroniques, une insuffisance rénale associée à la présence d'urolithes urétéraux, deux syndromes polyuro-polydipsiques dont l'un associé à de la malpropreté, un lymphome (mise en place d'un protocole combinant cyclophosphamide, doxorubicine, vincristine et prednisolone (protocole CHOP)) associé au Virus de l'Immunodéficience Féline (FIV), un animal présentant des convulsions, une cystite, un abcès, un animal souffrant de malpropreté, quatre maladies rénales chroniques (MRC), un bilan pré-anesthésique pour un parage d'abcès et une entéropathie chronique.

Dix chats ont été présentés en consultation dans le cadre de suivis. Leurs affections sont citées ci-après : un sepsis, deux hyperthyroïdies (dont l'une était associée à une bronchopathie), une insuffisance rénale aiguë (IRA), une maladie rénale chronique (MRC), un abcès, trois ITU

(dont l'une était associée à une MRC de stade 2 ainsi qu'à la présence d'une bactérie multi-résistante), un diabète sucré.

Le contexte clinique du prélèvement urinaire pour chaque chat est indiqué en Annexe 7.

2.3.3 Température dans la pièce d'expérience, volumes d'urine récoltés, durées réelles de contact urine-litière, délai de stockage et nombre de résultats

L'étude s'est déroulée sur quarante-deux jours.

La température moyenne de la pièce au cours de l'expérience a été de $20,2 \pm 1,1$ °C [$16,5^{\circ}\text{C} - 24^{\circ}\text{C}$] (Annexe 8).

Le volume d'urine moyen récolté par cystocentèse a été de $9,9 \pm 2,2$ mL [6 mL – 12 mL] (Annexe 8).

Le temps moyen entre la fin de la cystocentèse et l'obtention des résultats (bandelette urinaire et densité urinaire mesurée au réfractomètre) de C₀ a été de $12,4 \pm 4,5$ min [4 min – 24 min].

Le temps moyen entre la fin de la cystocentèse et la congélation à -20°C du spécimen d'urine C₀ a été de $51,4 \pm 18,8$ min [27 min – 95 min].

Le temps moyen entre la fin de la cystocentèse et le versement de l'urine sur la litière Medicat® a été de $14,8 \pm 4,9$ min [5 min – 26 min].

L'urine L₀, L₃, L₆, et L₁₂ a été prélevée dans la litière Medicat® après un temps de contact moyen de, respectivement, $2 \pm 1,6$ min [0 min – 8 min], $180,9 \pm 2,6$ min [176 min – 188 min], $361,1 \pm 3,5$ min [354 min – 373 min] et $719,7 \pm 2,9$ min [713 min – 727 min].

Le temps moyen entre le prélèvement de l'urine L₀, L₃, L₆, et L₁₂ dans la litière Medicat® et l'obtention des résultats (bandelette urinaire et densité urinaire mesurée au réfractomètre) de L₀, L₃, L₆, et L₁₂ a été respectivement de $5,4 \pm 2,5$ min [1 min – 15 min], $4,8 \pm 1,1$ min [3 min – 7 min], $4,9 \pm 1,3$ min [3 min – 8 min] et $5,0 \pm 1,7$ min [2 min – 9 min].

Le temps moyen entre le prélèvement de l'urine L₀, L₃, L₆, et L₁₂ dans la litière Medicat® et la congélation à -20°C du spécimen d'urine L₀, L₃, L₆, et L₁₂ a été respectivement de $34,9 \pm 17,3$ min [16 min – 81 min], $26,5 \pm 16,1$ min [10 min – 76 min], $28,4 \pm 16,3$ min [9 min – 71 min] et $27,2 \pm 15,2$ min [8 min – 77 min].

Les spécimens d'urine sont restés congelés à -20°C pendant en moyenne $14,6 \pm 4,9$ jours [6 jours – 23 jours] (Annexe 8).

155 résultats par variable ont été obtenus (31 chats inclus, 5 résultats par variable (C₀, L₀, L₃, L₆, L₁₂)).

2.3.4 Résultats obtenus pour le spécimen de référence (C0)

2.3.4.1 Sédiment urinaire

Cinq chats présentaient un sédiment urinaire actif (tableau 2). Celui-ci est en faveur d'une inflammation du tractus urinaire pour trois d'entre eux (chats n°11, n°20, n°21), et en faveur d'une ITU pour les deux autres (chats n°8, n°23).

Tableau 2 : Examen du sédiment urinaire chez les 31 chats

Sédiment urinaire	Actif	Inactif
N	5	26
%	16,1	83,9

2.3.4.2 Densité urinaire mesurée au réfractomètre

La densité urinaire de référence moyenne de l'ensemble des chats inclus est de $1,038 \pm 0,018$, la densité minimale étant de 1,012 et la densité maximale de 1,072.

Par la suite, afin d'évaluer l'importance clinique des différences observées, les valeurs de densité urinaire ont été arbitrairement stratifiées en cinq classes, en fonction des seuils d'interprétation clinique classiques : urine hyposthénurique ($<1,008$), urine isosthénurique ($1,008 - 1,012$), urine moyennement concentrée ($1,013 - 1,035$), urine concentrée ($1,036 - 1,050$), urine fortement concentrée ($>1,050$) (Watson, 1998).

Deux chats ont une densité urinaire de référence comprise entre 1,008 et 1,012. La densité urinaire de référence de treize chats est comprise entre 1,013 et 1,035. Seize chats ont une densité urinaire de référence supérieure à 1,035, celle-ci étant supérieure à 1,050 pour onze d'entre eux (tableau 3).

Tableau 3 : Densité urinaire (réfractomètre) chez les 31 chats

Densité (réfractomètre)	<1,008	1,008 – 1,012	1,013 – 1,035	1,036 – 1,050	>1,050
N	0	2	13	5	11
%	0	6,5	41,9	16,1	35,5

2.3.4.3 Paramètres de la bandelette urinaire

2.3.4.3.1 pH

Le pH urinaire de référence moyen des trente-et-un chats inclus était de $6,6 \pm 0,7$, le pH minimum étant de 5,5 et le pH maximum de 8,5 (tableau 4).

Tableau 4 : pH urinaire chez les 31 chats

pH	5,0	5,5	6,0	6,5	7,0	7,5	8,0	8,5	$\geq 9,0$
N	0	2	11	8	6	2	0	2	0
%	0	6,5	35,4	25,8	19,3	6,5	0	6,5	0

Le pH urinaire des carnivores domestiques sains est compris entre 5,5 et 6,5 (Chew et coll., 2011). C'est pourquoi, dans la suite de notre étude, afin d'évaluer l'importance clinique des différences observées, nous avons défini trois classes de pH : pH anormalement acide (pH <5,5), gamme de valeurs de pH attendue ($5,5 < \text{pH} < 6,5$), pH anormalement basique (pH >6,5) (tableau 5).

Tableau 5 : pH urinaire pour les trois classes de pH définies chez les 31 chats

pH	Anormalement acide	Valeurs attendues	Anormalement basique
N	0	21	10
%	0	67,7	32,3

2.3.4.3.2 Activité peroxydasique

L'activité peroxydasique urinaire de référence était nulle pour dix chats. Trois chats avaient une activité peroxydasique urinaire de référence à 12,5 GR/ μ L (i.e. à l'état de « traces »), cette activité était positive à 80 GR/ μ L chez six chats, et à 200 GR/ μ L chez douze chats (tableau 6).

Tableau 6 : Activité peroxydasique chez les 31 chats

Activité peroxydasique (GR/ μ L)	0	12,5	25	80	200
Correspondance	Négatif	Traces	1+	2+	3+
N	10	3	0	6	12
%	32,2	9,7	0	19,4	38,7

Une réaction positive à la bandelette urinaire peut être le résultat d'une hématurie, d'une hémoglobinurie ou d'une myoglobinurie. La présence de ces substances dans l'urine est anormale. La valeur attendue de la plage activité peroxydasique de la bandelette urinaire est donc de 0 (Sink et Weinstein, 2012). C'est pourquoi, dans la suite de notre étude, bien que le prélèvement par cystocentèse s'accompagne fréquemment d'un saignement iatrogène d'intensité variable, nous avons défini deux classes d'activité peroxydasique : activité peroxydasique négative ou « valeur attendue » (GR = 0), et activité peroxydasique positive (12,5 GR/ μ L, Traces ; 25 GR/ μ L, 1+ ; 80 GR/ μ L, 2+ ; 200 GR/ μ L, 3+) (tableau 7).

Tableau 7 : Activité peroxydasique pour les deux classes définies chez les 31 chats

Activité peroxydasique (GR/ μ L)	0	12,5 ou 25 ou 80 ou 200
Correspondance	Négatif	Positif
N	10	21
%	32,3	67,7

2.3.4.3.3 Protéines

La protéinurie de référence moyenne des chats inclus dans l'étude était de $1,02 \pm 1,06$ g/L.

Cinq chats ne présentaient pas de protéinurie, trois chats avaient une protéinurie à 0,225 g/L (i.e. à l'état de « traces »). La protéinurie était de 0,3 g/L chez six animaux, de 1 g/L chez onze animaux, et de 3 g/L chez six animaux (tableau 8).

Tableau 8 : Protéinurie chez les 31 chats

Protéinurie (g/L)	0	0,225	0,3	1	≥ 3
Correspondance	Négatif	Traces	1+	2+	3+
N	5	3	6	11	6
%	16,0	9,7	19,4	35,5	19,4

Afin d'évaluer l'importance clinique des différences observées dans la suite de notre étude, les résultats de la plage protéine de la bandelette ont été stratifiés en trois catégories en fonction des seuils disponibles d'interprétation cliniques (Lyon et coll., 2010 ; Hanzlicek et coll., 2012) : négatif, douteux (0,225 g/L, Traces ; 0,3 g/L, 1+), positif (1 g/L, 2+ ; ≥ 3 g/L, 3+) (tableau 9).

Tableau 9 : Protéinurie dans les trois classes de protéinurie définies chez les 31 chats

Protéinurie (g/L)	0	0,225 ou 0,3	1 ou ≥ 3
Correspondance	Négatif	Douteux	Positif
N	5	9	17
%	16,0	29,0	55,0

2.3.4.3.4 Urobilinogène

L'urobilinogène urinaire de référence était de 0,2 mg/dL chez vingt-neuf chats, et de 1 mg/dL chez deux chats (tableau 10).

Tableau 10 : Urobilinogène urinaire chez les 31 chats

Urobilinogène (mg/dL)	0,2	1	2	4	≥ 8
N	29	2	0	0	0
%	93,5	6,5	0	0	0

Les résultats d'urobilinogène urinaire sont considérés comme normaux jusqu'à 1 mg/dL (Sink et Weinstein, 2012), ce qui était le cas pour la totalité des chats.

2.3.4.3.5 Glucose

Trois chats ont présenté une glucosurie de référence positive. Les vingt-huit autres chats de l'étude n'ont pas présenté de glucosurie (tableau 11).

Tableau 11 : Glucosurie chez les 31 chats

Glucosurie (mg/dL)	0	100 ou 250 ou 500 ou ≥ 1000
Correspondance	Négatif	Positif
N	28	3
%	90,3	9,7

2.3.4.3.6 Bilirubine

Trois chats ont présenté une bilirubinurie (faible quantité, 1+ ; quantité modérée, 2+ ; forte quantité, 3+). Une absence de bilirubinurie dans l'urine de référence a été notée chez les vingt-huit autres animaux (tableau 12).

Tableau 12 : Bilirubinurie chez les 31 chats

Bilirubinurie	Absence	Présence
Correspondance	Négatif	Positif
N	28	3
%	90,3	9,7

2.3.4.3.7 Corps cétoniques

Des corps cétoniques dans l'urine de référence ont été retrouvés chez deux chats. Il n'en a pas été retrouvé dans l'urine des autres animaux de l'étude (tableau 13).

Tableau 13 : Corps cétoniques urinaires chez les 31 chats

Corps cétoniques (mg/dL)	0	7,5 ou 15 ou 40 ou 80 ou \geq 160
Correspondance	Négatif	Positif
N	29	2
%	93,5	6,5

2.3.4.3.8 Densité (bandelette)

La densité urinaire mesurée à partir de la plage correspondante de la bandelette n'est pas interprétée chez le chat (Defontis et coll., 2013 ; Pibot, 2010).

La densité urinaire de référence moyenne chez l'ensemble des chats inclus était de $1,024 \pm 0,006$, avec un minimum de 1,010 et un maximum de 1,030.

Deux animaux présentaient une densité urinaire de 1,010. Elle était de 1,015 chez quatre chats, de 1,020 chez cinq chats, de 1,025 chez huit chats et de 1,030 chez douze chats (tableau 14).

Tableau 14 : Densité urinaire chez les 31 chats

Densité (bandelette)	$\leq 1,005$	1,010	1,015	1,020	1,025	$\geq 1,030$
N	0	2	4	5	8	12
%	0	6,5	12,9	16,0	25,8	38,8

2.3.4.3.9 Activité estérasique

L'activité estérasique mesurée à partir de la plage correspondante de la bandelette n'est pas interprétée chez le chat (Reine et Langston, 2005 ; Macdougall et Curd, 2000 ; Defontis et coll., 2013 ; Pibot, 2010).

L'activité estérasique de référence était nulle chez deux chats. Celle-ci était à l'état de « traces » à 15 GB/ μ L chez neuf chats, positive à 70 GB/ μ L chez deux chats, et à 500 GR/ μ L chez dix-huit chats (tableau 15).

Tableau 15 : Activité estérasique chez les 31 chats

Activité estérasique (GB/ μ L)	0	15	70	125	500
Correspondance	Négatif	Traces	1+	2+	3+
N	2	9	2	0	18
%	6,5	29,0	6,5	0	58,0

2.3.4.3.10 Nitrites

Les nitrites mesurés à partir de la plage correspondante de la bandelette ne sont pas interprétés chez le chat (Reine et Langston, 2005 ; Macdougall et Curd, 2000 ; Pibot, 2010).

Un seul chat a présenté une réaction positive pour la plage nitrites de la bandelette urinaire, comme nous le montre le tableau 16.

Tableau 16 : Plage nitrite chez les 31 chats

Nitrites	0	1
Correspondance	Négatif	Positif
N	30	1
%	96,8	3,2

2.3.4.4 RPCU

Le RPCU de référence moyen des chats de l'étude était de $0,5 \pm 0,7$, avec un minimum de 0,1 et un maximum de 3,1.

Par la suite, afin d'évaluer l'importance clinique des différences observées, les valeurs de RPCU ont été arbitrairement stratifiées en cinq classes en fonction des seuils d'interprétation clinique classiquement utilisés chez les chats azotémiques (absence de protéinurie : $<0,2$; protéinurie limite : 0,2-0,4 ; protéinurie franche : $>0,4$) et non azotémiques (absence de protéinurie : $<0,5$; protéinurie à surveiller : 0,5-0,9 ; protéinurie à investiguer : 1-2 ; protéinurie à traiter : >2) (Lees et coll., 2005 ; site internet www.iris-kidney.com consulté le 10 avril 2014).

L'origine rénale et la persistance de la protéinurie n'ont pas été documentées et le statut azotémique des sujets n'a pas été pris en compte pour cette stratification dans le cadre de cette étude.

Les résultats sont répertoriés dans le tableau 17.

Tableau 17 : RPCU chez les 31 chats

RPCU	$< 0,2$	0,2 – 0,4	0,5 – 0,9	1 – 2	> 2
Sédiments inactifs	9	12	2	2	1
%	34,6	46,2	7,7	7,7	3,8
Sédiments actifs	0	2	1	1	1
%	0	40,0	20,0	20,0	20,0

2.3.5 Effet du contact avec la litière

Un effet du temps de contact avec la litière sur les résultats d'analyse a été mis en évidence pour 8/12 variables : densité urinaire mesurée au réfractomètre ($P < 0,001$), pH urinaire ($P = 0,002$), activité peroxydasique ($P = 0,004$), protéinurie ($P < 0,001$), urobilinogène urinaire ($P < 0,001$), RPCU ($P = 0,006$), densité urinaire donnée par la bandelette urinaire ($P = 0,01$), activité estérasique ($P = 0,002$).

Trois variables ne sont pas considérées dans la suite de l'étude dans la mesure où, comme indiqué précédemment, elles ne sont pas interprétées chez le chat. Il s'agit de la densité urinaire, de l'activité estérasique et de la plage de détection des nitrites (Reine et Langston, 2005 ; Macdougall et Curd, 2000 ; Defontis et coll., 2013 ; Pibot, 2010).

Il n'a pas été possible au cours de cette étude de mettre en évidence une variation significative des valeurs très majoritairement négatives de glucosurie, de bilirubinurie, des corps cétoniques et des nitrites urinaires en comparaison avec les valeurs de référence, après un contact instantané entre l'urine et la litière, et après trois, six et douze heures de contact.

2.3.5.1 Glucosurie

9,7% des chats inclus (i.e. 3 chats) ont présenté de la glucosurie au cours de notre étude.

Lorsqu'une glucosurie était détectée sur le spécimen de référence, elle était également détectée après contact avec la litière Medicat®, à l'exception du spécimen L0 (contact instantané) du chat n°31.

Tous les résultats négatifs lors de l'analyse de référence sont restés négatifs et ce quel que soit la durée du contact entre l'urine et la litière.

Les résultats de la glucosurie sont représentés graphiquement en Annexe 9 et répertoriés dans le tableau 18.

Tableau 18 : Glucosurie dans chaque spécimen d'urine

Numéro du chat	Glucosurie (mg/dL)				
	C0*	L0**	L3***	L6****	L12*****
3	250	100	500	1000	1000
5	100	250	100	100	100
31	250	0	500	500	250

*C₀ : Analyse urinaire de référence du spécimen prélevé par cystocentèse C0

**L₀ : Analyse urinaire du spécimen L0 immédiatement après contact de l'urine avec la litière

***L₃ : Analyse urinaire du spécimen L3 après un contact de 3 h entre l'urine et la litière

****L₆ : Analyse urinaire du spécimen L6 après un contact de 6 h entre l'urine et la litière

*****L₁₂ : Analyse urinaire du spécimen L12 après un contact de 12 h entre l'urine et la litière

2.3.5.2 Bilirubinurie

9,7% des chats inclus (i.e. 3 chats) ont présenté de la bilirubinurie au cours de notre étude.

Lorsqu'une bilirubinurie était détectée sur le spécimen de référence, elle était également détectée après contact avec la litière Medicat®.

Tous les résultats négatifs lors de l'analyse de référence sont restés négatifs et ce quel que soit la durée du contact entre l'urine et la litière.

Les résultats de la bilirubinurie sont représentés graphiquement en Annexe 10 et répertoriés dans le tableau 19.

Tableau 19 : Bilirubinurie dans chaque spécimen d'urine

Numéro du chat	Bilirubinurie				
	C0*	L0**	L3***	L6****	L12*****
5 et 18	3+	3+	3+	3+	3+
6	1+	1+	1+	1+	2+

*C₀ : Analyse urinaire de référence du spécimen prélevé par cystocentèse C0

**L₀ : Analyse urinaire du spécimen L0 immédiatement après contact de l'urine avec la litière

***L₃ : Analyse urinaire du spécimen L3 après un contact de 3 h entre l'urine et la litière

****L₆ : Analyse urinaire du spécimen L6 après un contact de 6 h entre l'urine et la litière

*****L₁₂ : Analyse urinaire du spécimen L12 après un contact de 12 h entre l'urine et la litière

2.3.5.3 Corps cétoniques

19,4 % des chats inclus (i.e. 6 chats) ont présenté des corps cétoniques urinaires au cours de notre étude. 66,6% d'entre eux (soit 4 chats) n'en présentaient pas lors de l'analyse de référence.

Les résultats répertoriés dans le tableau 20 montrent que des corps cétoniques urinaires peuvent être détectés lors d'un contact de durée variable entre l'urine et la litière Medicat® alors même qu'ils sont absents lors de l'analyse de référence. Ces résultats concernent les chats n°1, n°7, n°20 et n°31.

Egalement, des corps cétoniques urinaires détectés lors de l'analyse de référence peuvent ne pas l'être suite au contact entre l'urine et la litière, ce qui est le cas pour le chat n°16 après 3 et 12 heures de contact.

Tableau 20 : Réactions positives de la plage corps cétoniques dans chaque spécimen d'urine

Numéro du chat	Corps cétoniques (mg/dL)				
	C0*	L0**	L3***	L6****	L12*****
1	0	7,5	0	0	0
5	7,5	15	7,5	15	15
7	0	15	15	15	15
16	7,5	7,5	0	7,5	0
20 et 31	0	0	0	0	7,5

*C₀ : Analyse urinaire de référence du spécimen prélevé par cystocentèse C0

**L₀ : Analyse urinaire du spécimen L0 immédiatement après contact de l'urine avec la litière

***L₃ : Analyse urinaire du spécimen L3 après un contact de 3 h entre l'urine et la litière

****L₆ : Analyse urinaire du spécimen L6 après un contact de 6 h entre l'urine et la litière

*****L₁₂ : Analyse urinaire du spécimen L12 après un contact de 12 h entre l'urine et la litière

2.3.6 Effet du temps de contact avec la litière

2.3.6.1 Densité urinaire mesurée au réfractomètre

Un contact instantané entre l'urine et la litière Medicat® ne modifie pas de façon significative la valeur de la densité urinaire ($P > 0,999$). Cependant, l'urine prélevée dans la litière Medicat® après un temps de contact de trois heures ($P = 0,020$), six heures ($P < 0,001$), et douze heures ($P < 0,001$), présente une densité urinaire significativement plus élevée que la densité de l'urine de référence.

Après contact instantané entre l'urine et la litière Medicat® :

1/2 échantillons d'urines de référence isosthénuriques (1,008 - 1,012) est isosthénurique, l'autre devient moyennement concentré.

13/13 échantillons d'urines de références moyennement concentrées (1,016 - 1,035) sont moyennement concentrés.

4/5 échantillons d'urines de référence concentrées (1,036 - 1,050) sont concentrés, l'échantillon restant devient moyennement concentré.

9/11 échantillons d'urines de référence fortement concentrées ($DU > 1,050$) le restent, les deux échantillons restants deviennent concentrés.

Après trois heures de contact :

1/2 échantillons d'urines de référence isosthénuriques est isosthénurique, l'autre devient moyennement concentré.

11/13 échantillons d'urines de référence moyennement concentrées sont moyennement concentrés, les deux échantillons restants deviennent concentrés.

5/5 échantillons d'urines de référence concentrées sont concentrés.

Après trois heures et jusqu'à douze heures de contact, tous les échantillons d'urines de référence fortement concentrées sont fortement concentrés.

Après six heures de contact :

1/2 échantillons d'urines de référence isosthénuriques est isosthénurique, l'autre devient moyennement concentré.

8/13 échantillons d'urines de référence moyennement concentrées sont moyennement concentrés, les cinq autres deviennent concentrés.

3/5 échantillons d'urines de référence concentrées sont concentrés, les deux échantillons restants deviennent fortement concentrés.

Après douze heures de contact :

2/2 échantillons d'urines de référence isosthénuriques deviennent moyennement concentrés.

5/13 échantillons d'urines de référence moyennement concentrées sont moyennement concentrés, 4/13 échantillons deviennent concentrés et 4/13 échantillons deviennent fortement concentrés.

1/5 échantillons d'urines de référence concentrées est concentré, les quatre échantillons restants deviennent fortement concentrés.

Les valeurs de la densité urinaire sont répertoriées en Annexe 11.

2.3.6.2 Paramètres de la bandelette urinaire

2.3.6.2.1 pH

La valeur du pH urinaire n'est pas modifiée de façon significative ni lors d'un contact instantané ($P = 1,000$), ni lors d'un contact de douze heures ($P = 0,239$) entre l'urine et la litière Medicat®. Cependant, le pH de l'urine prélevée trois heures ($P = 0,020$) et six heures ($P = 0,007$) après la mise en contact avec la litière Medicat® est significativement plus élevé que le pH urinaire de référence.

Aucun chat n'a présenté de pH urinaire anormalement acide (i.e. $\text{pH} < 5,5$) au cours de notre étude.

Tous les pH urinaires de référence compris entre 5,5 et 6,5 (soit 21 échantillons sur 31) le sont restés lors de chaque analyse de notre étude.

Tous les pH urinaires de référence anormalement basiques (i.e. $\text{pH} > 6,5$; soit 10 échantillons sur 31) le sont restés lors de chaque analyse de notre étude.

Les valeurs du pH urinaire sont répertoriées en Annexe 12.

2.3.6.2.2 Activité peroxydasique

Un contact instantané ($P = 0,928$) ainsi qu'un contact de douze heures ($P = 0,054$) entre l'urine et la litière Medicat® ne modifient pas de façon significative les valeurs d'activité peroxydasique. Cependant, une diminution de l'activité peroxydasique est significative après trois ($P = 0,027$) et six heures ($P = 0,005$) de contact.

Après contact instantané et trois heures de contact entre l'urine et la litière Medicat® :

9/10 échantillons urinaires ayant une activité peroxydasique de référence négative la conservent, et 19/21 échantillons urinaires ayant une activité peroxydasique de référence positive conservent cette activité.

2/21 échantillons urinaires ayant une activité peroxydasique de référence positive ont une activité négative, et 1/10 échantillons urinaires ayant une activité peroxydasique de référence négative a une activité positive.

Après six heures de contact :

8/10 échantillons urinaires ayant une activité peroxydasique de référence négative la conservent, et 18/21 échantillons urinaires ayant une activité peroxydasique de référence positive conservent cette activité.

3/21 échantillons urinaires ayant une activité peroxydasique de référence positive ont une activité négative, et 2/10 échantillons urinaires ayant une activité peroxydasique de référence négative ont une activité positive.

Après douze heures de contact :

9/10 échantillons ayant une activité peroxydasique de référence négative la conservent, et 18/21 échantillons urinaires ayant une activité peroxydasique de référence positive conservent cette activité.

3/21 échantillons urinaires ayant une activité peroxydasique de référence positive ont une activité négative, et 1/10 échantillons urinaires ayant une activité peroxydasique de référence négative a une activité positive.

Les valeurs de l'activité peroxydasique sont répertoriées en Annexe 13.

2.3.6.2.3 Protéines

Les valeurs de protéinurie de l'urine prélevée après un contact instantané ($P = 0,993$) avec la litière Medicat®, puis de l'urine prélevée après trois ($P = 0,991$) et six heures de contact ($P = 0,162$) avec la litière ne sont significativement pas différentes des valeurs de protéinurie de référence. Cependant, les valeurs de protéinurie de l'urine prélevée après douze heures de contact ($P < 0,001$) sont significativement plus élevées que les valeurs de référence.

Après contact instantané, trois, six et douze heures de contact entre l'urine et la litière Medicat®, tous les échantillons dont la protéinurie de référence est positive conservent un résultat positif.

Après contact instantané et trois heures de contact entre l'urine et la litière Medicat® :

4/5 échantillons dont la protéinurie de référence est négative ne présentent pas de protéines, l'échantillon restant présente un résultat douteux.

8/9 échantillons dont le résultat de référence est douteux conservent ce résultat, le dernier échantillon a un résultat positif

Après six heures de contact :

3/5 échantillons dont la protéinurie de référence est négative ne présentent pas de protéines, les deux échantillons restants présentent un résultat douteux.

7/9 échantillons dont le résultat de référence est douteux conservent ce résultat, les deux échantillons restants ont un résultat positif.

Après douze heures de contact :

2/5 échantillons dont la protéinurie de référence est négative ne présentent pas de protéines, les trois échantillons restants présentent un résultat douteux.

2/9 échantillons dont le résultat de référence est douteux conservent ce résultat, les sept échantillons restants ont un résultat positif.

Les valeurs de la protéinurie sont répertoriées en Annexe 14.

2.3.6.2.4 Urobilinogène

Les valeurs d'urobilinogène de l'urine prélevée après contact instantané ($P = 0,829$) ou après un contact de trois heures ($P = 0,400$) avec la litière Medicat® ne sont significativement pas différentes des valeurs d'urobilinogène de référence. Cependant, après six ($P = 0,016$) et douze heures de contact ($P < 0,001$), les valeurs d'urobilinogène urinaire sont significativement plus élevées.

Après contact instantané, trois, six et douze heures de contact entre l'urine et la litière Medicat®, les valeurs d'urobilinogène urinaire sont restées dans les valeurs attendues (i.e. 0,2 mg/dL et 1 mg/dL) chez 29/31 chats.

Deux chats ont présenté une valeur d'urobilinogène « anormale » de 2 mg/dL lors de notre étude : après contact instantané pour le premier, après douze heures de contact pour le second.

Les valeurs de l'urobilinogène urinaire sont répertoriées en Annexe 15.

2.3.6.3 RPCU

Les valeurs de RPCU des spécimens d'urine prélevés après un contact instantané avec la litière Medicat® ($P = 0,999$), mais également après trois ($P = 0,391$) et six heures de contact ($P = 0,121$), ne sont pas significativement différentes des valeurs de RPCU de référence. Cependant, lorsque le contact entre l'urine et la litière est de douze heures, les valeurs de RPCU sont significativement plus basses que les valeurs de RPCU de référence ($P = 0,004$).

Les variations du RPCU par rapport au spécimen de référence ne concernent que 29,0% des chats (soit 9 chats sur 31), et 23 spécimens sur 124, comme nous le montre le tableau 21. Notons que ces variations n'impactent pas l'interprétation clinique. Le pourcentage de variation du RPCU par rapport au spécimen de référence est également répertorié.

Les valeurs du RPCU sont répertoriées en Annexe 16.

Tableau 21 : Spécimens concernés par une variation du RPCU par rapport au RPCU de référence

Chat	Spécimen	RPCU	% varRPCU**
4	C0	3,1	NA*
	L0	3	-3,2
	L3	3	-3,2
	L6	2,9	-6,5
	L12	2,8	-9,7
5	C0	1,4	NA*
	L0	1,3	-7,1
	L3	1,3	-7,1
	L6	1,2	-14,3
	L12	1	-28,6
8	C0	2,7	NA*
	L3	2,4	-11,1
	L6	2,3	-14,8
	L12	2,1	-22,2
11	C0	0,6	NA*
	L0	0,7	+16,7
	L3	0,7	+16,7
	L6	0,7	+16,7
16	C0	0,3	NA*
	L12	0,2	-33,3
20	C0	0,3	NA*
	L3	0,2	-33,3
	L6	0,2	-33,3
22	C0	1,1	NA*
	L0	0,9	-18,2
	L3	0,9	-18,2
	L6	0,9	-18,2
	L12	0,9	-18,2
27	C0	0,1	NA*
	L0	0,2	+100,0
31	C0	0,1	NA*
	L0	0,2	+100,0

**% varRPCU : pourcentage de variation du RPCU par rapport au RPCU du spécimen de référence.

*NA : non applicable

2.3.7 Résultats chiffrés

Le tableau 22 répertorie, pour chaque variable présentant un effet du spécimen et à chaque temps de mesure, les résultats chiffrés sous forme de médiane, minimum et maximum et de moyenne \pm écart-type. Les résultats apparaissant en caractère gras sont significativement différents des résultats obtenus dans le spécimen de référence.

Tableau 22 : Médiane, moyenne et écart type calculés pour chaque variable présentant un effet du spécimen et à chaque temps de mesure (les résultats apparaissant en caractère gras sont significativement différents des résultats obtenus dans le spécimen de référence)

Variable (Unités)	Spécimen				
	C0	L0	L3	L6	L12
Densité (réfractomètre)	1,036 [1,012-1,072]	1,034 [1,012-1,072]	1,040 [1,012-1,078]	1,042 [1,012-1,086]	1,058 [1,020-1,117]
	1,038±0,018	1,038±0,018	1,042±0,020	1,046±0,021	1,061±0,030
pH	6,5 [5,5-8,5]	6,5 [5,5-8,5]	6,5 [5,5-8,5]	6,5 [6-8,5]	6,5 [5,5-8,5]
	6,5±0,7	6,5±0,7	6,5±0,6	6,5±0,6	6,5±0,6
Activité peroxydasique (GR/μL)	80 [0-200]	80 [0-200]	25 [0-200]	25 [0-200]	25 [0-200]
	94,1±90,2	90,2±92,2	76,8±85,2	72,9±82,1	78,5±89,0
Protéines (g/L)	1 [0-3]	1 [0-3]	1 [0-3]	1 [0-3]	1 [0-3]
	1,0±1,1	1,0±1,0	1,1±1,0	1,2±1,1	1,4±1,1
Urobilinogène (mg/dL)	0,2 [0,2-1]	0,2 [0,2-2]	0,2 [0,2-1]	0,2 [0,2-1]	0,2 [0,2-2]
	0,3±0,2	0,3±0,4	0,4±0,3	0,5±0,4	0,6±0,5
RPCU	0,2 [0,1-3,1]	0,2 [0,1-3,0]	0,2 [0,1-0,3]	0,2 [0,1-2,9]	0,2 [0,1-2,8]
	0,5±0,7	0,5±0,7	0,5±0,7	0,5±0,6	0,4±0,6

3. TROISIEME PARTIE : DISCUSSION

L'objectif de cette étude était de tester une litière pour chat non absorbante, la litière Medicat®, afin de savoir si un contact de durée variable entre l'urine et la litière modifiait ou non les résultats des principaux analytes urinaires chez le chat.

En effet, il existe actuellement peu de données dans la littérature concernant l'alternative que peuvent représenter les litières pour chat à d'autres méthodes de collecte d'urine en vue d'effectuer des analyses urinaires. Il a été montré dans les années 2000 que la litière Katkor®, non absorbante, et composée de granulés de polypropylène, était une bonne alternative pour la récolte d'urine au cathétérisme de l'urètre chez le chat dans le but de déterminer la phosphaturie, lorsque des collectes régulières d'urine sont nécessaires (Delpont et Fourie, 2005). Egalement, Schaer (1994) a décrit une méthode afin de mesurer la glucosurie à partir d'une litière du commerce (litière Kitty Kare®) destinée notamment aux chats diabétiques (Schaer, 1994).

Plusieurs biais cependant doivent être mentionnés. D'une part, les prélèvements d'urine ont été effectués ici par cystocentèse, l'urine n'a donc pas transité au niveau de l'urètre avant d'être au contact de la litière. D'autre part, le comportement « normal » d'élimination chez le chat n'a pas pu être reproduit ici : en effet, un chat au comportement « normal » creuse dans sa litière au moins pendant quatre secondes avant de faire ses besoins (Overall et coll., 2005). Egalement, un propriétaire qui emmène les urines de son chat récoltées à partir de la litière Medicat® n'a pas nécessairement connaissance du temps écoulé depuis l'émission des urines, et donc de la durée de contact réelle entre les urines et la litière Medicat®. De plus, les prélèvements d'urine dans la litière ont été effectués dans notre étude à l'aide d'une seringue montée d'une aiguille stérile, afin de pouvoir quantifier le volume aspiré, et non à l'aide de la pipette et du pot prévus à cet effet. Enfin, le plan expérimental est représentatif des conditions usuelles d'utilisation de cette litière, à l'exception de la miction spontanée du chat et de l'analyse réalisée immédiatement après la collecte de l'urine dans la litière. Il ne permet pas d'imputer les variations observées au seul effet de la litière, celles-ci pouvant également être dues à l'effet du stockage à l'air ambiant, à la lumière, au contact avec le bac, ou à la variabilité analytique des tests pratiqués. Le volume d'urine déposée aussi n'était pas standardisé.

Les bandelettes urinaires sont fréquemment utilisées en médecine vétérinaire, de par leur facilité d'emploi, et de par le nombre important d'informations qu'elles peuvent apporter en regard de l'état de santé de l'animal. Nous avons choisi d'utiliser dans notre étude une méthode automatique de lecture des bandelettes urinaires. Celle-ci permet de s'affranchir de la subjectivité d'un examen visuel, et d'obtenir des résultats plus exacts que par la méthode visuelle (Defontis et coll., 2013).

En ce qui concerne le réfractomètre, notre choix s'est porté sur un réfractomètre digital, qui donne une lecture directe de la densité urinaire, et qui permet également de s'affranchir d'une lecture subjective. Une étude menée auprès de 55 chats et visant à comparer la mesure de la densité urinaire à l'aide d'un réfractomètre digital d'une part, et d'un réfractomètre optique d'autre part, a mis en évidence des différences statistiques significatives de densité urinaire entre ces deux méthodes de mesure, qui ne sont toutefois pas significatives en terme d'interprétation clinique (Bennett et coll., 2011).

Nous avons mis en évidence une augmentation significative de la densité urinaire après un contact avec la litière Medicat® de 3, 6 et 12 heures. Steinberg et coll (2009) ont étudié l'effet de la composition du substrat (une seringue, une couche, et une litière pour chat non absorbante) et de la durée de contact avec l'urine (prélèvement de référence par miction spontanée de quinze chiens) sur la densité urinaire (mesure initiale, puis après 30 minutes, 1, 2, 3, 4 et 5 heures de contact). La densité urinaire augmente au cours du temps quel que soit le substrat employé. Celle-ci augmente de façon significative au contact de la couche et de la litière non absorbante pour tous les prélèvements effectués à partir d'une heure de contact. Les hypothèses émises quant à l'augmentation de la densité urinaire sont les suivantes : l'évaporation de l'eau qui est à l'origine d'une urine plus concentrée, et donc d'une densité urinaire plus grande ou une augmentation de la concentration en soluté rendue possible par les particules composant la litière (Steinberg et coll., 2009 ; Wiwanitkit, 2010).

D'un point de vue clinique, nous pouvons dire que dès 3 heures, le contact entre l'urine et la litière Medicat® est susceptible d'entraîner une surestimation de la densité urinaire pouvant impacter l'interprétation clinique, avec des urines initialement isosthénuriques qui deviennent moyennement concentrées, des urines initialement moyennement concentrées qui deviennent

concentrées voire fortement concentrées, et dans une moindre mesure, des urines initialement concentrées qui deviennent fortement concentrées.

Concernant les valeurs de pH urinaire, nous avons observé une augmentation significative mais sans impact sur l'interprétation par rapport aux analyses de référence après un contact de 3 et 6 heures entre l'urine et la litière Medicat®. Les hypothèses les plus probables sont que d'une part, la conservation de l'urine durant plusieurs heures à température ambiante peut être à l'origine d'un dégagement de dioxyde de carbone de l'échantillon entraînant une augmentation du pH. D'autre part, des bactéries peuvent proliférer *in vitro* et rendre l'urine plus alcaline si celles-ci libèrent de l'uréase, enzyme catalysant l'hydrolyse de l'urée en acide carbonique et ammoniac, l'ammoniac étant une molécule basique (Cowell, 2004 ; Osborne et Stevens, 1999 ; Macdougall et Curd, 2000).

Une étude incluant 31 chiens et 8 chats a cependant montré que la durée de conservation (6 heures et 24 heures) d'aliqots d'urine conservés à température ambiante ne présentait pas d'effet significatif sur le pH urinaire, ceux-ci étant néanmoins conservés dans des tubes étanches afin de prévenir l'évaporation (Albasan et coll., 2003), ce qui n'était pas le cas ici.

Le pH urinaire a été mesuré dans notre étude en utilisant la plage correspondante d'une bandelette urinaire. Il convient néanmoins de mentionner que l'évaluation de la mesure du pH urinaire chez le chat est plus fiable à l'aide d'un pH-mètre portable plutôt qu'à l'aide de la bandelette urinaire (Raskin et coll., 2002).

D'un point de vue clinique, notre étude a permis de constater que tous les échantillons urinaires dont le pH de référence était compris entre 5,5 et 6,5 ont conservé un pH entre 5,5 et 6,5. Il en est de même pour les pH de référence anormalement basiques.

L'usage de la litière Medicat® représente donc une alternative acceptable à l'utilisation de la cystocentèse pour la mesure du pH urinaire, jusqu'à douze heures après l'émission d'urine sur la litière, l'interprétation clinique n'étant pas modifiée.

Pour les valeurs d'activité peroxydasique, nous avons mis en évidence une diminution significative par rapport aux spécimens de référence après 3 et 6 heures de contact. Une hypothèse possible est que le dénombrement des hématies dans des échantillons urinaires non réfrigérés devient imprécis quelques heures après le prélèvement (Osborne et Stevens, 1999).

D'un point de vue clinique, le contact de l'urine avec la litière Medicat® a tendance à minorer légèrement l'activité peroxydasique, et ce de façon aléatoire quel que soit la durée du contact. Cependant, aucune répercussion n'est à noter sur l'interprétation clinique des résultats obtenus.

La litière Medicat® représente donc une alternative acceptable à l'utilisation de la cystocentèse pour la mesure de l'activité peroxydasique, jusqu'à douze heures après l'émission d'urine sur la litière.

Les valeurs de protéinurie mesurées par la bandelette urinaire après un contact de 12 heures entre l'urine et la litière Medicat® sont significativement plus élevées que les valeurs de référence. Une explication possible est que l'alcalinisation des urines suite à leur conservation à température ambiante ainsi que l'augmentation constatée de la concentration urinaire peuvent être à l'origine de résultats faux positifs de protéinurie sur les bandelettes urinaires (Osborne et Stevens, 1999 ; Cowell, 2004 ; Reine et Langston, 2005 ; Syme, 2009 ; Harley et Langston, 2012 ; Macdougall et Curd, 2000). Toutefois, une alcalinisation des urines n'a pas été constatée dans notre étude. Les résultats obtenus doivent cependant être interprétés avec précaution, les résultats faux-positifs et faux-négatifs pour la protéinurie mesurée par la bandelette urinaire étant nombreux chez le chat (Syme, 2009).

L'utilisation de la bandelette urinaire afin de détecter la présence d'albuminurie chez le chat sain présente une faible spécificité (11%) ainsi qu'une faible valeur prédictive positive (VPP) (55,6%). Cependant, si un résultat de protéinurie est considéré comme étant positif à partir de 2+, la spécificité de la bandelette urinaire passe de 49,7% à 80%, et la VPP atteint 63,5% (Lyon et coll., 2010). Plus récemment, les travaux de Hanzlicek et coll., réalisés sur des chats atteints de maladie rénale chronique ont montré que lorsqu'un résultat de bandelette urinaire correspondant à « Traces » ou supérieur à « Traces » était considéré comme positif, la spécificité du test ainsi que la VPP étaient modérées (68,0% et 70,9% respectivement), alors que si un résultat était considéré comme positif à partir de 2+ sur la bandelette, alors la spécificité et la VPP étaient bonnes (97,5% et 94,3% respectivement) (Hanzlicek et coll., 2012).

Nous avons choisi, en nous appuyant sur ces travaux, de considérer les valeurs de protéinurie de 1 g/L et 3 g/L (i.e. 2+ et 3+ à la bandelette urinaire) comme des résultats positifs et les

valeurs de 0,225 g/L et de 0,3 g/L (i.e. « Traces » et 1+ à la bandelette urinaire) comme des résultats douteux. L'étude de Lyon et coll., en 2010 a cependant été réalisée sur des chats sains, et celle de Hanzlicek et coll., en 2012 uniquement sur des chats atteints de MRC, ce qui n'était pas le cas pour tous les animaux recrutés dans cette étude.

D'un point de vue clinique, une absence de protéinurie détectée sur la litière Medicat® n'est notée que lorsqu'une absence de protéinurie est mesurée sur le spécimen de référence. Cinq chats seulement au cours de notre étude ont été concernés par ces résultats. D'autres études incluant un nombre d'animaux plus grand seraient nécessaires afin de pouvoir affirmer qu'un résultat de protéinurie négatif suite à un contact de durée variable avec la litière Medicat® est fiable. Cependant, un résultat positif après un contact de durée variable avec la litière a été répertorié à la fois pour des résultats de référence positifs (dix-sept chats sont concernés) mais également pour des résultats de référence douteux (sept chats sont concernés). De ce fait, l'obtention d'un résultat positif après un contact entre l'urine et la litière devrait en toute rigueur être confirmé en réitérant l'analyse sur de l'urine prélevée par cystocentèse.

Les valeurs d'urobilinogène urinaire augmentent de façon significative par rapport aux valeurs de référence après 6 et 12 heures de contact entre l'urine et la litière Medicat®. Peu de données concernant l'augmentation de ce métabolite dans l'urine après prélèvement sont répertoriées : l'urobilinogène urinaire est instable, et la conservation d'échantillons d'urine conduit à des résultats inexacts (Reine et Langston, 2005). Pour que les résultats soient interprétables, il est recommandé d'utiliser de l'urine fraîchement collectée (Little, 2012). Les causes d'une diminution de ce métabolite dans l'urine après conservation sont plus fréquemment évoquées et seraient dues à la formation de biliverdine non réactive et/ou de bilirubine libre suite à l'exposition à la lumière (Osborne et Stevens, 1999).

D'un point de vue clinique, un résultat de 2,0 mg/dL représente le passage d'un état normal à un état anormal (Sink et Weinstein, 2012). Deux échantillons urinaires sur l'ensemble des échantillons testés sont concernés : en effet, la valeur de 2,0 mg/dL a été détectée chez le premier après douze heures de contact (valeur de référence : 1,0 mg/dL). Cette même valeur a été détectée chez le second après contact instantané (valeur de référence : 0,2 mg/dL). Les autres valeurs mesurées au cours de l'étude sur les deux échantillons étaient identiques aux valeurs de référence.

La litière Medicat® représente donc une alternative à l'utilisation de la cystocentèse pour la mesure de l'urobilinogène urinaire, jusqu'à douze heures après l'émission d'urine sur la litière.

Pour la glucosurie, tous les échantillons dont les résultats étaient positifs après un contact de durée variable avec la litière Medicat® émanaient de chats dont le spécimen de référence avait une valeur positive. Cependant, trois chats seulement sont concernés par ces résultats. D'autres études incluant un nombre d'animaux plus grand seraient nécessaires afin de pouvoir affirmer qu'un résultat de glucosurie positif suite à un contact de durée variable avec la litière Medicat® est fiable. Aussi, un résultat négatif après un contact avec la litière devrait en toute rigueur être vérifié compte-tenu des résultats obtenus pour le chat n°31. En effet, les bactéries peuvent cataboliser le glucose et être à l'origine d'une diminution de la glucosurie (Osborne et Stevens, 1999). Nous n'expliquons cependant pas comment un contact instantané peut annuler la glucosurie.

Pour la bilirubinurie, tous les échantillons en présentant après un contact de durée variable avec la litière émanaient de chats dont le spécimen de référence en contenait. Pourtant, l'exposition à la lumière peut être à l'origine de la formation de biliverdine non réactive ou de bilirubine libre (Osborne et Stevens, 1999). Cependant, trois chats seulement étaient concernés par une détection de bilirubine. D'autres études incluant un plus grand nombre de résultats positifs seraient donc nécessaires pour conclure sur un éventuel effet.

Egalement, tous les échantillons dont les résultats étaient négatifs après un contact de durée variable avec la litière avaient un résultat de référence négatif. Vingt-huit chats sont concernés dans notre étude, ce qui augmente la fiabilité d'un résultat de bilirubinurie négatif obtenu après contact sur la litière Medicat®.

Nous avons aussi mis en évidence que les valeurs de RPCU après 12 heures de contact entre l'urine et la litière Medicat® étaient significativement plus basses que les valeurs de référence, et ceci en contradiction avec les résultats trouvés concernant les valeurs de protéinurie mesurées par la bandelette après 12 heures de contact. Nous pouvons émettre

l'hypothèse que la diminution significative des valeurs de RPCU après 12 heures de contact résulte d'une part, de la diminution de la concentration en protéines urinaires, due à une dénaturation de celles-ci conservées à température ambiante. D'autre part, la perte d'eau par évaporation de l'échantillon d'urine, si elle a lieu, lors de la conservation, peut être à l'origine d'une augmentation de la concentration en créatinine urinaire, ceci menant à une diminution du RPCU (Rossi et coll., 2012).

Chez le chat, la variation du RPCU ne peut s'interpréter que si elle est supérieure à 90% (Lees et coll., 2005). Or, la variation du RPCU des spécimens étudiés n'est supérieure à 90% par rapport aux spécimens de référence respectifs que pour deux d'entre eux après contact instantané avec la litière Medicat®. Ces deux spécimens passent d'une valeur de 0,1 à 0,2 sans conséquence sur l'interprétation clinique.

La litière Medicat® représente donc une alternative acceptable à l'utilisation de la cystocentèse pour la mesure du RPCU, jusqu'à douze heures après l'émission d'urine sur la litière.

Pour les corps cétoniques, ceux-ci peuvent être détectés lors d'un contact de durée variable entre l'urine et la litière Medicat® alors même qu'ils sont absents au moment de l'analyse de référence. Egalement, des corps cétoniques urinaires détectés lors de l'analyse de référence peuvent ne pas l'être suite au contact entre l'urine et la litière, ceci pouvant être expliqué par le métabolisme de l'acéto-acétate en acétone moins réactive par les bactéries (Osborne et Stevens, 1999).

Ainsi, au vu des résultats obtenus et bien que d'autres études incluant un plus grand nombre d'animaux soient nécessaires, nous pouvons émettre l'hypothèse que la litière Medicat® ne semble pas être une alternative appropriée à la cystocentèse pour la recherche des corps cétoniques urinaires.

Au cours de notre étude, nous n'avons pas mis en évidence de différence de comportement entre les échantillons d'urine présentant des sédiments actifs et ceux présentant des sédiments inactifs lorsque ces deux catégories d'échantillons sont examinées séparément, et ce pour tous les paramètres étudiés.

CONCLUSION

Dans cette étude, une analyse urinaire unique a été réalisée immédiatement après la cystocentèse et après le prélèvement de l'urine dans la litière Medicat® aux délais définis.

Dans ces conditions, la litière non absorbante Medicat® semble constituer une alternative intéressante à la cystocentèse pour l'évaluation du pH, de l'activité peroxydasique et de l'urobilinogène par la bandelette urinaire, et pour la mesure du RPCU.

En revanche, une surestimation cliniquement significative de la densité urinaire mesurée par réfractométrie est observée dès 3 heures, et s'accroît après 6 et 12 heures de contact avec la litière.

L'obtention d'un résultat négatif pour la plage bilirubine après contact avec la litière Medicat® semble fiable, d'autres études seraient nécessaires pour valider la fiabilité de cette méthode lors de bilirubinurie.

L'interprétation individuelle des plages protéines, glucose et corps cétoniques de la bandelette urinaire semble aléatoire pour des urines ayant été en contact avec la litière Medicat®, même si ces résultats mériteraient d'être confirmés sur un plus grand nombre de spécimens négatifs pour la première variable et positifs pour les deux dernières.

AGREMENT SCIENTIFIQUE

En vue de l'obtention du permis d'imprimer de la thèse de doctorat vétérinaire

Je soussigné, Hervé LEFEBVRE, Enseignant-chercheur, de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, directeur de thèse, certifie avoir examiné la thèse de **PEBRE Jennifer** intitulée « **Effet d'un contact de durée variable de l'urine avec la litière non absorbante Médicat® sur les principaux analytes urinaires chez le chat** » et que cette dernière peut être imprimée en vue de sa soutenance.

Fait à Toulouse, le 20 juin 2014
Professeur Hervé LEFEBVRE
Enseignant chercheur
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse



Vu :
Le Directeur de l'Ecole Nationale
Vétérinaire de Toulouse
Professeur Alain MILON




Vu : le 23.06.2014
Le Président du jury :
Professeur Dominique CHAUCHEAU



Vu et autorisation de l'impression :
Le Président de l'Université
Paul Sabatier
Professeur Bertrand MONTHUBERT
par délégation, la Vice-Présidente du CEVU
Madame Régine ANDRÉ OBRECHT



Conformément à l'Arrêté du 20 avril 2007, article 6, la soutenance de la thèse ne peut être autorisée qu'après validation de l'année d'approfondissement.

BIBLIOGRAPHIE

Albasan H, Lulich JP, Jody P, Osborne CA, Lekcharoensuk C, Ulrich LK, Carpenter KA.

Effects of storage time and temperature on pH, specific gravity, and crystal formation in urine samples from dogs and cats.

Journal of the American Veterinary Medical Association. 2003. Vol. 222, no. 2, p. 176–179.

Anonyme.

Litières pour chats : plus efficaces, moins chères.

Animal Distribution. 2014, no. 218, p. 28-29.

Barsanti JA, Blue J, Edmunds J.

Urinary tract infection due to indwelling bladder catheters in dogs and cats.

Journal of the American Veterinary Medical Association. 1985. Vol. 187, no. 4, p. 384–388.

Barsanti JA, Finco DR.

Laboratory findings in urinary tract infections.

The Veterinary clinics of North America. Small animal practice. 1980. Vol. 9, no. 4, p. 729–748.

Bennett AD, Mcknight GE, Dodkin SJ, Simpson KE, Schwartz AM, Gunn-Moore DA.

Comparison of digital and optical hand-held refractometers for the measurement of feline urine specific gravity.

Journal of Feline Medicine & Surgery. 2011. Vol. 13, no. 2, p. 152–154.

Cayrel C.

Relations entre éleveurs félins et vétérinaires : enquêtes auprès d'éleveurs et auprès de vétérinaires orientés vers l'espèce féline.

Thèse de médecine vétérinaire, ENVA, 2005, 137 p.

Chew DJ, Dibartola SP, Schenck PA.

Chapter 1 - Urinalysis.

In : *Canine and Feline Nephrology and Urology (Second Edition)*. Saint Louis : W.B. Saunders. 2011. p. 1–31.

Cowell RL.

28 – Physical and chemical aspects of urinalysis.

In : *Veterinary Clinical Pathology Secrets*. Saint Louis : Mosby. 2004. p. 146–154.

Defontis M, Bauer N, Failing K, Moritz A.

Automated and visual analysis of commercial urinary dipsticks in dogs, cats and cattle. *Research in Veterinary Science*. 2013. Vol. 94, no. 3, p. 440–445.

Delport PC, Fourie LJ.

Katkor (R) cat litter, a non-invasive method of collecting cat urine for phosphate determination: short communication.

Journal of the South African Veterinary Association. 2005. Vol. 76, no. 4, p. 233–234.

Feeney DA, Osborne CA, Johnston GR.

Vesicoureteral reflux induced by manual compression of the urinary bladder of dogs and cats.

Journal of the American Veterinary Medical Association. 1983. Vol. 182, no. 8, p. 795–797.

Forrester SJ, Grant EC.

Section III Techniques - Renal/Urinary Chapter 111 : Cystocentesis and urinary bladder catheterization.

In : Ettinger SJ, Feldman EC, eds. Textbook of veterinary internal medicine: diseases of the dog and the cat. 2010. St. Louis : Elsevier Saunders.

Grigg EK, Pick L, Nibblett B.

Litter box preference in domestic cats: covered versus uncovered.

Journal of Feline Medicine and Surgery. 2012. Vol. 15, no. 4, p. 280–284.

Groupe J par l'institut TMO.

Les français et leurs chats.

Animal Distribution, 2011, P. 1-57.

Hanzlicek AS, Roof CJ, Sanderson MW, Grauer GF.

Comparison of urine dipstick, sulfosalicylic acid, urine protein-to-creatinine ratio and a feline-specific immunoassay for detection of albuminuria in cats with chronic kidney disease.

Journal of Feline Medicine and Surgery, 2012 14: 882-888.

Harley L, Langston C.

Proteinuria in dogs and cats.

The Canadian Veterinary Journal. 2012. Vol. 53, no. 6, p. 631–638.

International Renal Interest Society (IRIS) (Page consultée le 10 avril 2014).

Adresse URL : www.iris-kidney.com.

Katkor® Le moyen sûr pour l'analyse d'urine de votre chat (Page consultée le 10 avril 2014).
Adresse URL : <http://www.katkor.com>.

Kruger JM, Osborne CA, Ulrich LK.

Cystocentesis. Diagnostic and therapeutic considerations.

The Veterinary clinics of North America. Small animal practice. 1996. Vol. 26, no. 2, p. 353–361.

Kurien BT, Everds NE, Scofield RH.

Experimental animal urine collection: a review.

Laboratory Animals, 2004. Vol. 38, no. 4, p. 333-361.

Lees GE, Osborne CA.

Urinary tract infections associated with the use and misuse of urinary catheters.

The Veterinary clinics of North America. Small animal practice. 1980. Vol. 9, no. 4, p. 713-727.

Lees GE, Simpson RB, Green RA.

Results of analyses and bacterial cultures of urine specimens obtained from clinically normal cats by three methods.

Journal of the American Veterinary Medical Association. 1984. Vol. 184, no. 4, p. 449–454.

Lees GE, Brown SA, Elliott J, Grauer GF, Vaden SL.

Assessment and management of proteinuria in dogs and cats: 2004 ACVIM forum consensus statement (small animal).

Journal of Veterinary Internal Medicine, 2005; 19:377-385.

Leforestier E.

Marché - Développement durable : Un terrain d'expression pour les spécialistes.

PetMarket. 2009. No. 195, p. 21-27.

Leforestier E.

Marchés - Litière pour chats : Un marché qui pèse.

PetMarket. 2010. No. 198, p. 1.

Leforestier E.

Hygiène et soins : des produits à expliquer!

PetMarket. 2011. No. 207, p. 18-24.

Leforestier E.

Dossier - Produits d'hygiène et soins : De la demande sur tous les segments du marché.

PetMarket. 2013. No. 225, p. 18-24.

Litière pour chat Perlinette (Page consultée le 10 avril 2014).

Adresse URL : <http://www.perlinette.com>.

Litière Tranquille® (Page consultée le 10 avril 2014).

Adresse URL : <http://www.litiere.fr>.

Little S.

Chapter 32 : Urinary Tract Disorders.

In : Little S. The cat clinical medicine and management. 2012. St. Louis, MO : Saunders.

Lulich JP, Osborne CA.

Cystocentesis : Lessons From Thirty Years of Clinical Experience.

The North American Veterinary Community clinician's brief. 2004. p. 11-14.

Lyon SD, Sanderson MW, Vaden SL, Lappin MR, Jensen WA, Grauer GF.

Comparison of urine dipstick, sulfosalicylic acid, urine protein-to-creatinine ratio, and species-specific ELISA methods for detection of albumin in urine samples of cats and dogs.

Journal of the American Veterinary Medical Association, Vol 236, N°8, 2010. p. 874-879.

Macdougall DF, Curd GJ.

Urine collection and complete analysis.

In: Bainbridge J, Elliott J, eds. BSAVA Manual of Canine and Feline Nephrology and Urology. 1st edition. 2000.

Malandain E.

L'Elevage félin en France : étude bibliographique et personnelle.

Thèse de médecine vétérinaire, ENVL, 1999, 237 p.

MediPet. A revolutionary product for non-invasive urine analysis. Hydrophobic sand that actually repels the urine allowing for easy collection (Page consultée le 10 avril 2014).

Adresse URL: <http://www.globaltechholdings.co.uk>.

NCCLS.

Urinalysis and Collection, Transportation, and Preservation of Urine Specimens.

Approved Guideline-Second Edition, NCCLS GP-16A2, Volume 21, N°19, 2001, p. 4-21.

Osborne CA, Lees GE, Johnston GR.

Cystocentesis.

In: Kirk RW. Current Veterinary Therapy. 1980. Philadelphia : WB Saunders. p. 1150.

Osborne CA, Stevens JB.

Chapitre 6 : Prélèvement de l'urine.

In : Analyses urinaires : guide clinique. Leverkusen : Bayer Editions. 1999. p. 45–50.

Osborne CA, Stevens JB.

Chapitre 7 : faire “parler” davantage les analyses urinaires : optimiser les résultats des examens reproductibles.

In : Analyses urinaires : guide clinique. Leverkusen : Bayer Editions. 1999. p. 51–63.

Overall KL, Rodan I, Beaver BV, Carney H, Crowell-Davis S, Hird N, Kudrak S, Wexler-Mitchel E.

Feline behavior guidelines from the American Association of Feline Practitioners.

Journal of the American Veterinary Medical Association. 2005. Vol. 227, no. 1, p. 70–84.

Pibot P.

Analyses urinaires : conseils pratiques, interprétation.

L'Essentiel. 2010. No. 174, p. 12-13.

Pressler B, Bartges JW.

Urinary tract infection.

In : Ettinger SJ, Feldman EC, eds. Textbook of Small Animal Internal Medicine, 7th ed. St.Louis, Mo : Elsevier Saunders, 2010; p. 2036-2047.

Raskin RE, Murray KA, Levy JK.

Comparison of home monitoring methods for feline urine pH measurement.

Veterinary Clinical Pathology, 2002, Vol.31, no. 2, p. 51-55.

Reine NJ, Langston CE.

Urinalysis interpretation: How to squeeze out the maximum information from a small sample.

Clinical Techniques in Small Animal Practice. 2005. Vol. 20, no. 1, p. 2–10.

Rossi G, Giori L, Campagnola S, Zatelli A, Zini E, Paltrinieri S.

Evaluation of factors that affect analytic variability of urine protein-to-creatinine ratio determination in dogs.

American journal of Veterinary Research. 2012. Vol. 73, no. 6, p. 779–788.

Schaer M.

A method for detecting glycosuria in urine soaked cat litter.

Feline Practice. 1994. Vol. 22, no. 6, p. 6-9.

Sealsand® The Hydrophobic Sand Solution (Page consultée le 10 avril 2014).

Adresse URL : <http://www.sealsand.com>.

Sink CA, Weinstein NM.

Chapter 4: Routine Urinalysis : Chemical Analysis.

In : Sink CA, Weinstein NM. Practical Veterinary Urinalysis. 2012. Wiley-Blackwell. p. 29-53.

Steinberg E, Drobatz K, Aronson L.

The effect of substrate composition and storage time on urine specific gravity in dogs.

Journal of Small Animal Practice. 2009. Vol. 50, no. 10, p. 536–539.

Syme HM.

Proteinuria in cats : Prognostic marker or mediator?

Journal of Feline Medicine & Surgery. 2009. Vol. 11, no. 3, p. 211–218.

Van Duijkeren E, Van Laar P, Houwers DJ.

Cystocentesis is essential for reliable diagnosis of urinary tract infections in cats.

Tijdschrift voor diergeneeskunde. 2004. Vol. 129, no. 12, p. 394–396.

Wamsley H, Alleman R.

Complete urinalysis.

In : Elliott JA, Grauer GF, editors : BSAVA Manual of canine and Feline Nephrology and Urology, 2nd ed, p. 87-116. 2007.

Watson ADJ.

Urine specific gravity in practice.

Australian Veterinary Journal, 1998, Vol. 76, no. 6, p. 392-398.

Wiwanitkit V.

Effect of storage time on dog urine.

Journal of Small Animal Practice, 2010. Vol. 51, no. 1, p. 53.

ANNEXES

Annexe 1 : Feuille de procédure expérimentale propre à chaque chat inclus dans l'étude.

		Unité de Recherche Clinique ENVN, 23 Chemin des Capelles, BP 87614 31076 Toulouse Cedex 3, France ☎ : ; mail : b.reynolds@envn.fr		PROCEDURE EXPERIMENTALE	
VALIDATION DE LA LITIERE NON ABSORBANTE MEDICAT® POUR LA COLLECTE D'URINE CHEZ LE CHAT: GRILLE HORAIRE					
Date :		Chat n° :		Numéro de dossier :	
				Heure	$T_0 + xh + ymin$
Fin de cystocentèse (i.e. déclenchement du chronomètre)					T_0
Volume de liquide prélevé					
Versement de l'urine sur la litière					
Spécimen C_0 T° =	Analyse bandelette + densité urinaire				
	Congélation des spécimens pour dosage RPCU				
	Décongélation des spécimens pour dosage RPCU				
Spécimen L_0 T° =	Prélèvement dans la litière				
	Analyse bandelette + densité urinaire				
	Congélation des spécimens pour dosage RPCU				
	Décongélation des spécimens pour dosage RPCU				
Spécimen L_3 T° =	Prélèvement dans la litière				
	Analyse bandelette + densité urinaire				
	Congélation des spécimens pour dosage RPCU				
	Décongélation des spécimens pour dosage RPCU				
Spécimen L_6 T° =	Prélèvement dans la litière				
	Analyse bandelette + densité urinaire				
	Congélation des spécimens pour dosage RPCU				
	Décongélation des spécimens pour dosage RPCU				
Spécimen L_{12} T° =	Prélèvement dans la litière				
	Analyse bandelette + densité urinaire				
	Congélation des spécimens pour dosage RPCU				
	Décongélation des spécimens pour dosage RPCU				

Légende :

T_0 : Instant de déclenchement du chronomètre correspondant à la fin de la cystocentèse

C_0 : Analyse urinaire de référence

L_0 : Analyse urinaire immédiate après contact de l'urine avec la litière

L_3 : Analyse urinaire après un contact de 3h entre l'urine et la litière

L_6 : Analyse urinaire après un contact de 6h entre l'urine et la litière

L_{12} : Analyse urinaire après un contact de 12h entre l'urine et la litière

T : Température de la pièce à T_0

Annexe 2 : Notice d'utilisation de la bandelette urinaire Multistix, Siemens Healthcare Diagnostics Inc. Tarrytown, NY.

SIEMENS



Bandelettes réactives Siemens Healthcare Diagnostics pour analyse urinaire

DOMAINE D'UTILISATION : Les bandelettes Siemens Healthcare Diagnostics pour analyse urinaire sont composées de zones réactives permettant de rechercher dans l'urine les protéines, le sang, les leucocytes, les nitrites, le glucose, les corps cétoniques (acide acétylacétique), le pH, la densité urinaire (SG), la bilirubine et l'urobilinogène. La nom des paramètres recherchés pour chaque type de tests est inscrit sur l'étiquette du flacon ou sur l'emballage. Ces bandelettes réactives sont destinées à une utilisation diagnostique *in vitro* par des professionnels de la santé. Lire attentivement la notice d'emploi avant toute utilisation du produit (□□).

RÉSUMÉ ET EXPLICATIONS : Les bandelettes réactives Siemens sont prêtes à l'emploi dès leur sortie du flacon. Ces bandelettes peuvent être lues visuellement. Elles peuvent également être lues par un appareil appartenant à la famille des analyseurs biochimiques d'urine CLINITEK et équipé du logiciel approprié. Les bandelettes réactives Siemens comportant des bandes d'identification permettent des contrôles automatiques lorsqu'elles sont lues par les instruments CLINITEK sélectionnés. Les contrôles automatiques incluent une identification automatique de la bandelette ainsi que des contrôles de qualité.

ATTENTION : Aucune trace de détergent ou autre substance contaminante ne doit subsister dans les flacons de recueil. Certaines substances risquent en effet d'interférer avec les résultats des patients.

RECUEIL DES ÉCHANTILLONS : Recueillir de l'urine fraîche dans un récipient propre et sec. Mélanger l'échantillon avant de l'analyser. Mélanger l'échantillon avant de l'analyser. Il est recommandé d'effectuer les analyses dans les deux heures suivant le recueil de l'urine fraîche. La contamination de l'échantillon d'urine par des nettoyants contenant de la chlorhexidine peut avoir une incidence sur les résultats d'analyse des protéines (et dans une moindre mesure sur la densité et la bilirubine). Aucune trace de détergent ou autres substances contaminantes ne doit subsister dans les récipients de recueil. Si l'analyse d'urine ne peut être effectuée dans les deux heures, les échantillons doivent être réfrigérés immédiatement et amenés à température ambiante avant de procéder à l'analyse.

MODE D'EMPLOI :

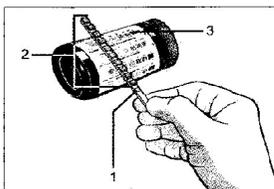
1. Plonger toutes les zones réactives de la bandelette dans l'urine et retirer immédiatement la bandelette. En cas de lecture visuelle de la bandelette, commencer le minutage.

REMARQUE : la bande d'identification peut être immergée dans l'urine et les solutions de contrôle.

2. Éliminer l'excès d'urine en tapotant la tranche de la bandelette sur le bord du récipient et tamponner ensuite la tranche sur une serviette en papier ou un tissu si l'analyse est effectuée avec un système CLINITEK 50 ou CLINITEK STIUS II. Il n'est pas nécessaire de procéder ainsi en cas de lecture visuelle ou avec l'analyseur CLINITEK Adventus.

3. En cas de lecture visuelle :

- Comparer chaque zone réactive à la ligne du bloc de couleurs correspondant de l'étiquette du flacon.
- Lire chaque zone réactive au moment indiqué sur l'étiquette, en commençant par le temps le plus court.
- Tenir la bandelette à côté des blocs de couleurs et établir correctement la correspondance.
- Lire les zones à l'aide d'un éclairage approprié.



1. Bande d'identification 2. Zones réactives
3. Bloc de couleurs

En cas d'utilisation d'un analyseur, placer la bandelette dans l'analyseur conformément à la procédure décrite dans le manuel d'utilisation du système. L'analyseur lit automatiquement chaque zone réactive à un instant donné.

CONTRÔLE QUALITÉ : Analyser des échantillons négatifs et positifs connus ou la solution de contrôle à la première ouverture du flacon. L'eau NE doit PAS être utilisée comme témoin négatif. Chaque laboratoire doit établir ses propres objectifs en matière de standards de performance adaptés. Les bandelettes de contrôle négatif et positif CHEK-STIX fournissent une base idéale pour un programme de contrôle qualité.

CONSERVATION ET PRECAUTION D'EMPLOI : Conserver à des températures comprises entre 15 et 30°C (59-86°F). Ne pas utiliser les bandelettes après leur date limite d'utilisation (□). Conserver le flacon à l'abri de la lumière et ne pas retirer le dessiccant du flacon. LA PROTECTION CONTRE L'HUMIDITÉ AMBIANTE, LA LUMIÈRE ET LA CHALEUR EST ESSENTIELLE AFIN D'ÉVITER D'AFFECTER LES PARAMÈTRES RÉACTIFS. Ne pas sortir de bandelette du flacon sans utilisation immédiate. Le flacon doit être soigneusement refermé entre chaque analyse. Ne pas toucher les zones réactives de la bandelette. Toute zone, avant réaction, qui paraît plus claire ou plus foncée que le bloc témoin correspondant, doit être considérée comme détériorée. Si les résultats sont aberrants, vérifier la date limite d'utilisation et contrôler que les bandelettes réagissent normalement avec des témoins positifs et négatifs connus.

LIMITES D'UTILISATION : Comme pour tout examen de laboratoire, un diagnostic précis ne peut être défini ou une décision thérapeutique prise sur la base d'un seul résultat ou après utilisation d'une seule méthode.



la riboflavine. Les niveaux d'acide ascorbique généralement trouvés dans l'urine n'exercent aucune influence dans le cadre de l'utilisation de ces tests.

CARACTÉRISTIQUES DES DIFFÉRENTS PARAMÈTRES :

PROTÉINES [██] : L'être humain excrète normalement moins de 0,15 g (150 mg) de protéines totales par jour (période de 24 heures). Une quantité supérieure à 0,5 g (500 mg) de protéines par jour (résultat du test $\geq 0,5$ g/l ou 30 mg/dl) indique une protéinurie clinique. Un jugement clinique est nécessaire pour évaluer la signification d'un résultat à "traces". Le test des protéines est moins sensible aux microprotéines et aux globulines, qui sont généralement détectées à ces niveaux de 0,6 g/l (60 mg/dl) ou supérieurs. Un résultat négatif n'exclut pas la présence de ces protéines.

SANG [██] : L'hémoglobine n'est, à des concentrations normales, pas détectée dans l'urine (< 100 g/l ou 0,010 mg/dl ; 3 RBC/l). La signification de la réaction à "traces" peut varier d'un individu à l'autre. Dans ce cas, il est nécessaire de tenir compte des éventuels signes cliniques pour l'interprétation. On trouve souvent du sang dans l'urine des femmes en période de menstruation. Le test est aussi sensible à la myoglobine qu'à l'hémoglobine. Une concentration en hémoglobine de l'ordre de 150 à 620 g/l (0,015-0,062 mg/dl) correspond à peu près à 5 à 20 globules rouges intacts par microlitre. Le captopril ainsi que d'autres composants contenant des groupes sulfhydryl peuvent faire baisser la réactivité du test. Certaines substances oxydantes, telles que les hypochlorites, peuvent produire des résultats faussement positifs. Les peroxydases d'origine bactérienne en cas d'infection urinaire peuvent provoquer une réaction faussement positive.

LEUCOCYTES [██] : Des échantillons d'urine normale donnent habituellement des résultats négatifs. Un résultat à 70 leucocytes ou supérieur est un indicateur utile d'infection. Un résultat à "traces", retrouvé à plusieurs reprises, doit conduire le clinicien à compléter son diagnostic. Des concentrations fortes en glucose (≥ 160 mmol/l ou 3 g/l) peuvent entraîner une sous-estimation du résultat. La présence de caféine, de caféolaine ou de fortes concentrations en acide oxalique peuvent également entraîner une sous-estimation du résultat. La tétracycline peut diminuer la réactivité et une forte concentration de cette dernière peut entraîner une réaction faussement négative. Des résultats positifs peuvent être occasionnellement trouvés chez la femme du fait de la contamination de l'échantillon par des sécrétions vaginales.

NITRITES [██] : En principe, on ne trouve pas de nitrite dans les urines. Le test est basé sur la réduction des nitrites, normalement présents dans l'urine, en nitrites par l'action de la très grande majorité des germes pathogènes urinaires. Beaucoup d'organismes Gram négatifs entériques donnent des résultats positifs lorsque leur nombre est supérieur à 10⁶/ml (16,2 µmol/l ou 0,075 mg/dl ion nitrite ou plus). Le test est spécifique des nitrites et ne réagit à aucune autre substance excrétée dans l'urine. Il ne faut pas considérer comme positives des plaques réactives tachetées de rose ou dont les bords sont roses. Un résultat négatif n'implique pas forcément une absence de bactériurie significative. Des faux négatifs peuvent apparaître lorsque l'urine n'a pas séjourné au moins 4 heures dans la vessie, en l'absence de nitrites alimentaires ou en présence de germes ne réduisant pas les nitrites.

GLUCOSE [██] : Les petites quantités de glucose (< 1,67 mmol/l ou 30 mg/dl) sont normalement excrétées par le rein. Ces quantités sont habituellement en dessous du seuil de sensibilité du test mais il peut arriver qu'elles produisent l'apparition d'une coloration comprise entre la zone négative et celle correspondant à 5,5 mmol/l (100 mg/dl) qui est interprétée comme un résultat positif. Le test est spécifique du glucose ; il ne réagit avec aucune autre substance excrétée dans l'urine. De fortes concentrations en corps cétoniques urinaires (4 mmol/l ou 40 mg/dl) peuvent être la cause de résultats faussement négatifs lorsque les échantillons urinaires contiennent de faibles quantités de glucose (4 à 7 mmol/l ou 75 à 125 mg/dl).

CORPS CÉTONIQUES [██] : En principe, on ne trouve pas de corps cétoniques dans les urines. Le test réagit avec l'acide acétylacétique dans les urines. Il ne réagit ni avec l'acétone ni avec l'acide β-hydroxybutyrique. De faux résultats à "traces" peuvent apparaître avec des urines fortement pigmentées ou d'autres contenant une quantité importante de métabolites de L-dopa. Les composants contenant des groupes sulfhydryl, tels que le méso (acide sulfonique 2-mercaptopyridine) et le captopril, peuvent entraîner des résultats faussement positifs ou une coloration atypique.

pH [██] : Le pH normal de l'urine est compris entre 4,6 et 8,0. La plage réactive pH permet de mesurer des valeurs variant entre 5 et 8,5 visuellement et jusqu'à 9 avec l'appareil avec une précision d'une unité pH. Le développement bactérien de certains organismes présents dans un échantillon peut provoquer une modification alcaline prononcée (pH > 8,0), normalement en raison de la transformation de l'urée en ammonium.

DENSITÉ (SG) [██] : La densité (SG) normale de l'urine est comprise entre 1,001 et 1,035. Si la densité d'un échantillon d'urine est supérieure ou égale à 1,023, le pouvoir de concentration des reins peut être considéré comme normal. Ce test permet d'évaluer la densité de l'urine entre 1,000 et 1,030. En règle générale, les résultats ainsi obtenus sont corrigés à un facteur de 0,005 près avec ceux donnés par la méthode réfractométrique. Afin d'améliorer la précision, il convient d'ajouter 0,005 au chiffre trouvé, par lecture visuelle, pour des urines ayant un pH supérieur ou égal à 6,5. En lecture automatisée, le résultat est ajusté par l'appareil utilisé. Le test Siemens SG n'est pas influencé par la présence de composés radio-opaques comme l'indice de réfraction, l'urinofrète et les méthodes d'osmométrie. Des urines très alcalines peuvent entraîner un résultat sous-estimé, alors que la présence en quantités modérées de protéines (1 à 7,5 g/l ou 100 à 750 mg/dl) peut entraîner une densité élevée.

BILIRUBINE [██] : Normalement, on ne trouve pas de bilirubine dans les urines même en utilisant les méthodes les plus sensibles. C'est pourquoi tout résultat positif doit être considéré comme anormal et nécessite des analyses complémentaires. L'indican (sulfate d'indoxyle) peut produire une coloration, allant du jaune orangé au rouge, pouvant gêner la lecture d'une réaction de bilirubine négative ou positive. Des métabolites d'indole peuvent entraîner des résultats faussement positifs ou atypiques. Des colorations atypiques peuvent indiquer des pigments biliaires anormaux ; l'échantillon d'urine doit faire l'objet d'une analyse complémentaire.

UROBILINOGENE [██] : Normalement, la concentration urinaire en urobilinogène est supérieure à 16 mol/l (1,0 mg/dl). Un résultat de 33 mol/l (2,0 mg/dl) représente le passage de l'état normal à l'état anormal ; il convient alors de pratiquer un examen complémentaire sur le patient et/ou sur l'échantillon d'urine. La réaction permet de détecter des concentrations d'urobilinogène dans l'urine de l'ordre de 3,2 mol/l (0,2 mg/dl ou 0,2 EU/dl). Le test ne permet pas de mettre en évidence l'absence totale d'urobilinogène. La zone réactive peut réagir avec des substances interférentes connues pour leur réaction avec le réactif de Ehrlich, telles que l'acide para-aminosalicylique et les sulfon-

fiable pour la détection de porphobilinogènes.

NOTES : Les caractéristiques et performances des tests sont fondées sur des données cliniques et analytiques et dépendent de plusieurs facteurs ; les variations dues à la perception des couleurs, la présence éventuelle de substances interférentes et matricielles habituellement présentes dans l'urine et les conditions de laboratoire dans lesquelles le produit est utilisé (par exemple, l'éclairage, la température et l'humidité). Chaque bloc de couleurs ou chaque résultat sur appareil correspond à une fourchette de valeurs. Compte tenu des variations dues à l'échantillon ou à la lecture, un résultat se situant entre deux valeurs nominales peut se lire à l'une ou l'autre de ces valeurs. Les résultats se situent généralement à un bloc près de la véritable concentration. Les résultats trouvés à la lecture visuelle et ceux obtenus par lecture automatisée peuvent ne pas correspondre exactement. Ceci est dû à la différence de perception entre l'œil et le système optique de l'appareil. La liste qui suit reprend les différents seuils de détection établis. Sous certaines conditions, ces seuils peuvent être abaissés.

Zones réactives et seuil de détection :

Protéines : 0,15 à 0,3 g/l (15 à 30 mg/dl) albumine
Sang : 150 à 620 g/l (0,015 à 0,062 mg/dl) hémoglobine
Leucocytes : 5 à 15 cellules/hp dans l'urine clinique
Nitrites : 13 à 22 mol/l (0,06 à 0,1 mg/dl) ion nitrite
Glucose : 4 à 7 mmol/l (75 à 125 mg/dl) glucose
Corps cétoniques : 0,5 à 1,0 mmol/l (5,0 à 10 mg/dl) acide acétylacétique
Bilirubine : 7 à 14 mol/l (0,4 à 0,8 mg/dl) bilirubine

PRINCIPES CHIMIQUES DES PROCÉDURES ET INGREDIENTS :

(basés sur le poids sec au moment de l'imprégnation)

Protéines : Ce test repose sur le principe de l'erreur protéique des indicateurs.
Ingredients : 0,3 % p/p bleu de tétrabromophénol ; 97,3 % p/p tampon ; 2,4 % p/p excipients.

Sang : Ce test repose sur l'activité peroxydase de l'hémoglobine qui catalyse la réaction du dihydroperoxyde de diisopropylbenzène et du tétraméthyl-3,3',5,5'-benzidine.
Ingredients : 8,5 % p/p dihydroperoxyde de diisopropylbenzène ; 4,0 % p/p tétraméthyl-3,3',5,5'-benzidine ; 48,0 % p/p tampon ; 41,2 % p/p excipients.

Leucocytes : Les leucocytes granulocytaires contiennent des estérases qui catalysent l'hydrolyse du dérivé ester amino pyrrolique pour libérer du pyrrole 3-hydroxy-5-phényl. Cette pyrrole réagit ensuite avec un sel de diazonium.
Ingredients : 0,4 % p/p dérivé ester amino pyrrolique ; 0,2 % p/p sel de diazonium ; 40,9 % p/p tampon ; 58,5 % p/p excipients.

Nitrites : Au contact du pH acide de la zone réactive, les nitrites urinaires réagissent avec l'acide para-arsanilique pour former un composé diazonium. Ce composé diazonium se mélange à son tour au tétrahydro-1,2,3,4-benzo (h) quinoléin-3-ol.
Ingredients : 1,4 % p/p acide para-arsanilique ; 1,3 % p/p tétrahydro-1,2,3,4-benzo (h) quinoléin-3-ol ; 10,8 % p/p tampon ; 86,5 % p/p excipients.

Glucose : Ce test repose sur une double réaction enzymatique séquentielle. Le glucose-oxydase catalyse la formation d'acide gluconique et de peroxyde d'hydrogène à partir de l'oxydation du glucose. Le peroxydase catalyse ensuite la réaction du peroxyde d'hydrogène avec un chromogène d'iode de potassium pour oxyder le chromogène.
Ingredients : 2,2 % p/p glucose-oxydase (3300 UI) ; 1,0 % p/p peroxydase (3300 UI) ; 8,1 % p/p iode de potassium ; 69,8 % p/p tampon ; 18,9 % p/p excipients.

Corps cétoniques : Ce test repose sur le développement de couleurs lors de la réaction de l'acide acétylacétique avec le nitroprussiate de sodium.
Ingredients : 7,1 % p/p nitroprussiate de sodium ; 92,9 % p/p tampon.

pH : Ce test repose sur le principe de double indicateur qui fournit une gamme étendue de couleurs couvrant l'intégralité de la gamme de pH urinaire.
Ingredients : 0,2 % p/p rouge de méthyle ; 2,8 % p/p bleu de bromothymol ; 97,0 % p/p excipients.

SG : Ce test repose sur le changement du pKa apparent de certains polyélectrolytes prétraités en fonction de la concentration ionique.
Ingredients : 2,8 % p/p bleu de bromothymol ; 68,8 % p/p polymères (d'anhydride méthyl vinyl éther maléique) ; 28,4 % p/p hydroxyde de sodium.

Bilirubine : Ce test repose sur la combinaison de la bilirubine avec le dichloro-aniline diazotée dans un milieu fortement acide.
Ingredients : 0,4 % p/p dichloro-2,4 aniline diazotée ; 37,3 % p/p tampon ; 62,3 % p/p excipients.

Urobilinogène : Ce test repose sur la réaction de Ehrlich dans laquelle le p-diéthylaminobenzaldéhyde et un activateur de couleur réagissent avec l'urobilinogène dans un milieu fortement acide.
Ingredients : 0,2 % p/p p-diéthylaminobenzaldéhyde ; 99,8 % p/p excipients.

MARQUES COMMERCIALES : Pour connaître les marques commerciales de Siemens, reportez-vous à l'emballage du produit utilisé.

RÉF. PRODUIT : 09159477 (2289), 03536597 (2300), 04200746 (2304), 00211670 (2308), 07900226 (2740), 08935414 (2741), 06259974 (2810), 01728693 (2815), 01248993 (2820), 05205326 (2857), 06562487 (2877).

ASSISTANCE TECHNIQUE :

Pour obtenir une assistance technique, veuillez contacter votre fournisseur ou distributeur local.

www.siemens.com/diagnostics

Pour plus d'informations, contacter un représentant Siemens ou le Service client.

Origin : Pologne
Siemens Healthcare Diagnostics Inc.
Tarrytown, NY 10591-5097 USA

SIEMENS
Siemens Healthcare Diagnostics Ltd.
Sir William Siemens St.
Brentford, Middlesex, TW20 2EX, UK



Performing a Urinalysis Strip Test and a hCG Cassette Test on the Clinitek Status® Connect System/Clinitek Status®+ Analyzer

READ THIS GUIDE BEFORE PERFORMING A TEST.
FOR DETAILED INFORMATION, REFER TO THE OPERATOR'S GUIDE.
Test for Quality Control as directed on page 6. See information about CLIA waiver on page 6.

Urinalysis Strip Testing: Performing a Full Test

Test fresh urine samples within 2 hours of collection. Refrigerated urine samples must be brought to room temperature (20° to 30°C) before testing. Do not test urine that looks bloody or is not a normal color.

Before beginning the strip test, make sure you have the following items:

- Siemens Healthcare Diagnostics reagent test strip
- Urine specimen
- Paper towel to blot strip



STEP 1

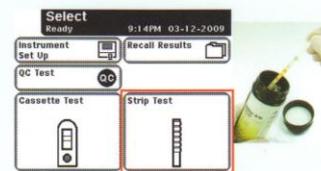
Getting Started

- Turn ON the Clinitek Status®+ analyzer.
- Turn the table insert so reagent strip holder is facing up.
- Be sure the test table, the table insert, and the calibration bar are clean.



STEP 2

- Select Strip Test from Select Ready screen.
- Remove a reagent strip from the bottle and quickly replace the cap.



BIOHAZARD

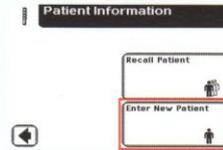
Wear personal protective equipment. Use universal precautions. Refer to your Clinitek Status+ Operator's Manual for recommended precautions when working with biohazardous materials.

Abnormal results marked by "**". Refer to package insert for product limitations, storage, and expiration date. Do not use reagent strip past the expiration date. If error occurs, follow screen prompts or consult the Clinitek Status+ Operator's Manual. For assistance, or if the system does not work as expected, call 877-229-3711.

Urinalysis Strip Testing:
Performing a Full Test

STEP 3

- Select Enter New Patient from Patient Information screen.
- Read Steps 5 and 6 and then proceed with Step 4.



STEP 4

Bar code entry (with Clinitek Status Connect System only)

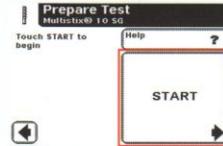
- 1 Enter patient information with bar code scanner. 2 The name automatically appears. 3 Select Enter.



NOTE: You can also enter patient information using the keyboard screen.

STEP 5

- Select Start from Prepare Test screen.
- Complete Step 6 in 8 seconds.



STEP 6

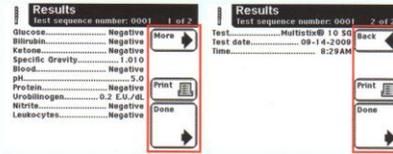
- Dip 1 strip in urine sample. Wet all pads.
- Quickly remove strip from urine.
- Drag 2 the edge of the strip against the side of the sample container as you remove it.
- Blot 3 by touching the edge of the strip to a paper towel to remove excess urine.
- Place 4 strip in channel of table with pads facing up.
- Slide or push strip to end of the channel. Do not touch the pads on the test strip.



**Urinalysis Strip Testing:
Performing a Full Test**

**STEP
7**

- After 8 seconds, the instrument pulls in the test table.
- When test completes, the Results screen displays.
- Select More to view the second screen of Results.
- Select Print to print the Results.
- Select Done to return to the Select Ready screen.



**STEP
8**

When Test Is Finished

- Discard the reagent strip.
- Wipe the table insert with damp tissue between tests to remove any urine residue, if needed.
- Record or print result, and report with patient information, as per laboratory practice.

Annexe 4 : Correspondance entre les unités mentionnées sur le ticket d'impression et la bandelette urinaire (les plages sombres correspondent à des résultats positifs).

10 Appendices

Appendix B: Tables of Results

Appendix B: Tables of Results

Table 1 English – Conv.
Units – Conventional

Reagent Strip Tests

Test	Abbreviation	Units	Reported Results			
			Normal System		Plus System	
Glucose	GLU	mg/dL	Negative	500	Negative	2+
			100	>=1000	Trace	3+
			250		1+	
Bilirubin	BIL		Negative	Moderate	Negative	2+
			Small	Large	1+	3+
Ketone	KET	mg/dL	Negative	40	Negative	2+
			Trace	80	Trace	3+
			15	>=160	1+	4+
Specific Gravity	SG		<=1.005	1.020	No Difference	
			1.010	1.025		
			1.015	>=1.030		
Occult Blood	BLO		Negative	Small	Negative	1+
			Trace-lysed	Moderate	Trace-lysed	2+
			Trace-intact	Large	Trace-intact	3+
pH	pH		5.0 6.5	8.0	No Difference	
			5.5 7.0	8.5		
			6.0 7.5	>=9.0		
Protein Multistix PRO ^c	PRO	mg/dL	Negative	100	Negative	2+
			15	300	Low	3+
			30		1+	
Protein All other urinalysis strips	PRO	mg/dL	Negative	100	Negative	2+
			Trace	>=300	Trace	3+
			30		1+	
Urobilinogen	URO	E.U./dL	0.2	4.0	No Difference	
			1.0	>=8.0		
			2.0			
Nitrite	NIT		Negative	Positive	No Difference	
Leukocytes	LEU		Negative	Moderate	Negative	2+
			Trace	Large	Trace	3+
			Small		1+	
Albumin	ALB	mg/L	10	80	No Difference	
			30	150		
Creatinine	CRE	mg/dL	10	200	No Difference	
			50	300		
			100			
Albumin: Creatinine *	A.C	mg/g	<30 Normal	>300 High Abnormal	No Difference	
			30 – 300 Abnormal			

10 Appendices

Appendix B: Tables of Results

Table 2 English – S.I.
Units – International (S.I.)

Reagent Strip Tests

Test	Abbreviation	Units	Reported Results			
			Normal System		Plus System	
Glucose	GLU	mmol/L	Negative	28	Negative	2+
			5.5	>=55	Trace	3+
			14		1+	
Glucose (CT Malb 9*)	GLU	mmol/L	Negative	28	Negative	2+
			5.5	55	Trace	3+
			14	>=110	1+	4+
Bilirubin	BIL		Negative	Moderate	Negative	2+
			Small	Large	1+	3+
Ketone	KET	mmol/L	Negative	3.9	Negative	2+
			Trace	7.8	Trace	3+
			1.5	>=15.6	1+	4+
Specific Gravity	SG		<=1.005	1.020	No Difference	
			1.010	1.025		
			1.015	>=1.030		
Occult Blood	BLD	Ery/ μ L	Negative	Ca 25	Negative	1+
			Trace-lysed	Ca 80	Trace-lysed	2+
			Trace-intact	Ca 200	Trace-intact	3+
pH	pH		5.0	8.0	No Difference	
			6.5			
			5.5	8.5		
			7.0			
			6.0	>=9.0		
Protein (Multistix PRO®) (CT Malb 9*)	PRO	g/L	Negative	1.0	Negative	2+
			0.15	3.0	Low	3+
			0.3		1+	
Protein (All other reagent strips)	PRO	g/L	Negative	1.0	Negative	2+
			Trace	>=3.0	Trace	3+
			0.3		1+	
Urobilinogen	UBG	μ mol/L	3.2	66	No Difference	
			16	>=131		
			33			
Nitrite	NIT		Negative	Positive	No Difference	
Leukocytes	LEU	Leu/ μ L	Negative	Ca 125	Negative	2+
			Ca 15	Ca 500	Trace	3+
			Ca 70		1+	
Albumin	ALB	mg/L	10	80	No Difference	
			30	150		
Creatinine	CRE	mmol/L	0.9	17.7	No Difference	
			4.4	26.5		
			8.8			
Albumin:Creatinine (Clinitek Microalbumin 2)	A:C	mg/mmol	<3.4	>33.9	No Difference	
			Normal	High Abnormal		
			3.4 – 33.9			
			Abnormal			
Albumin:Creatinine (CT Malb 9*)	A:C	mg/mmol	Normal Dilute	Abnormal	No Difference	
			<3.4	>33.9		
			Normal	High		
			3.4-33.9	Abnormal		

UG-1

Compact,
Quick and
Digital!

Digital Urine Specific Gravity
Refractometer
Cat. No. 3461

The UG-1 is the compact Urine S.G. refractometer with digital display which has been just introduced by Atago, the reputable manufacturer specialized in the refractometer. The Operation is extremely simple just by dropping a sample and, switch-on. Then, urine S.G. value instantly displayed.



ATAGO

UG-1

Digital Urine S.G. Refractometer

Full of attractive features

- Convenient automatic digital read-out.
- Automatic temperature compensation incorporated.
- Build-in micro-computer
- Handy compact design
- Sample stage made of hi-rust-resistant stainless steel.
- Large L.C.D. panel for easy reading.



1. Put a few drops of urine on the stage.

2. Press the START switch.

3. Urine specific gravity is shown on the display.

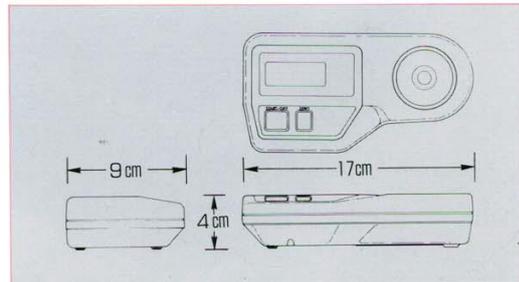
■ Specifications

Measurement	urine S.G.
Measurement range	1.000—1.050
Minimum indication	0.001

- Temperature Compensation: 10—35°C automatic
- Value display: Liquid Crystal Display (LCD)
- Sample volume: 0.2ml
- Measuring time: in 2 seconds
- Measuring temperature: 10—35°C
- Power source: 006P Dry cell battery (9V)
- Size and weight: 17×9×4cm, 300g.

■ Explanation

The principle of the UG-1 is based on the fact that a refracting value of solution varies on the density. Therefore, a density of solution is reversely detected from the refracting value. The UG-1 processes the measurement in a few seconds.



● Specifications and configuration are subject to change without prior notice.

UG-1 E95102000SP Printed in Japan

ATAGO CO., LTD.

Main Office: 32-10 Honcho, Itabashi-ku Tokyo 173, Japan
Phone: Tokyo 03-3964-6131 Fax: Tokyo 03-3964-6137

Annexe 6 : Caractéristiques des chats inclus dans l'étude.

Chat	Race	Age (années)	Sexe	Poids (kg)
1	Européen	14,8	MS	3,76
2	Européen	0,8	MNS	4,1
3	Européen	10,6	FS	4,1
4	Européen	18,3	FS	2,9
5	Européen	12,2	FS	2,1
6	Européen	13,0	MS	3,2
7	Persan	9,3	MNS	2,7
8	Européen	2,6	MS	5,4
9	Européen	10,1	FS	4
10	Européen	5,8	MS	4,52
11	Européen	9,7	FS	3,6
12	Européen	6,7	MS	8
13	Européen	8,4	MS	4
14	Européen	11,8	FS	5,23
15	Sacré de Birmanie	15,5	FS	3,3
16	Européen	20,1	MS	4,9
17	Européen	1,41	MS	4
18	Européen	2,8	MS	4,2
19	Européen	7,0	FNS	4,1
20	Européen	3,1	FS	5
21	Européen	9,8	FS	3,3
22	Croisée siamois	20,8	FS	2,27
23	Européen	9,8	FS	5
24	Sacré de Birmanie	9,4	FS	3,15
25	Européen	7,8	FS	5,41
26	Européen	10,0	FS	5,73
27	Européen	0,6	FS	3,3
28	Européen	12,5	MNS	4,8
29	Européen	13,8	MS	5,1
30	Européen	16,3	FS	3,4
31	Européen	7,8	FS	4,9

Annexe 7 : Contexte clinique du prélèvement urinaire pour chaque chat.

Chat	Diagnostic/suivi	Contexte clinique
1	Diagnostic	Entéropathie chronique
2	Suivi	Sepsis
3	Diagnostic	Diabète sucré
4	Suivi	Hyperthyroïdie
5	Diagnostic	Cholangite
6	Diagnostic	Lymphome alimentaire
7	Diagnostic	Cytolyse hépatique
8	Diagnostic	ITU
9	Diagnostic	PuPd - Malpropreté
10	Diagnostic	Polykystose rénale
11	Suivi	Post-IRA (24/01)
12	Diagnostic	Vomissements chroniques
13	Diagnostic	IRA (lithiase urétérale)
14	Diagnostic	PuPd
15	Suivi	MRC
16	Diagnostic	Lymphome (CHOP), FIV
17	Suivi	Abcès (contrôle meloxicam)
18	Diagnostic	MRC
19	Diagnostic	Convulsions
20	Diagnostic	MRC
21	Diagnostic	MRC
22	Suivi	ITU
23	Suivi	MRC 2, ITU, bactéries multi-résistantes
24	Suivi	ITU
25	Diagnostic	Cystite
26	Diagnostic	Abcès
27	Diagnostic	Malpropreté
28	Diagnostic	MRC
29	Diagnostic	Bilan pré-anesthésique : abcès
30	Suivi	Hyperthyroïdie, bronchopathie (corticoides)
31	Suivi	Diabète sucré

Annexe 8 : Dates de prélèvement, volumes prélevés, températures dans la pièce d'expérience et dates de décongélation pour tous les spécimens étudiés.

Chat	Date de prélèvement	Volume prélevé (mL)	Température de la pièce (°C)					Date de décongélation
			C0*	L0**	L3***	L6****	L12*****	
1	14_02_14	8	20	20	21,5	21,5	20	27_02_14
2	16_01_14	12	21	21	22	21	18,5	06_02_14
3	16_01_14	11	22	22	22	21	19	06_02_14
4	16_01_14	12	23	24	22	21	19	06_02_14
5	20_01_14	10	21	21	20	18	16,5	06_02_14
6	20_01_14	6	20	20	19	17,5	16,5	06_02_14
7	23_01_14	10,5	20	20	20,5	20,5	20,5	06_02_14
8	24_01_14	12	20,5	20,5	21	21	21	06_02_14
9	14_02_14	10	21	21	20	20	19,5	20_02_14
10	24_01_14	10	21	21	21,5	21,5	21,5	13_02_14
11	27_01_14	12	21	21	21,5	21	20,5	13_02_14
12	27_01_14	12	21	21	20,5	20,5	19,5	13_02_14
13	29_01_14	7	19,5	19,5	21	21	20,5	13_02_14
14	30_01_14	12	20	20	20,5	20,5	20	13_02_14
15	30_01_14	11	20	20	20,5	21	20	06_02_14
16	31_01_14	12	19,5	19,5	20	20,5	20,5	13_02_14
17	03_02_14	10	18,5	18,5	21	20,5	20,5	13_02_14
18	03_02_14	12	19,5	19,5	21,5	21	20,5	20_02_14
19	04_02_14	12	20,5	20,5	20,5	21	20	27_02_14
20	05_02_14	9	19,5	19,5	21	20	18,5	20_02_14
21	05_02_14	9	21	21	20	19	18	13_02_14
22	06_02_14	6	17,5	17,5	19,5	20	19,5	27_02_14
23	06_02_14	10,5	18	18	19,5	20	19,5	20_02_14
24	07_02_14	9	20	20	21,5	21	20	27_02_14
25	10_02_14	10	20	20	20	20	19	20_02_14
26	10_02_14	6,5	20	20	20	20	19,5	27_02_14
27	12_02_14	6	19	19	20,5	21,5	20,5	27_02_14
28	12_02_14	12	21	21	20,5	20,5	20	20_02_14
29	13_02_14	12	19,5	19,5	20,5	21	20,5	20_02_14
30	13_02_14	6	20	20	21	21	20,5	27_02_14
31	13_02_14	11	20,5	20,5	20,5	20,5	20	20_02_14

*C₀ : Analyse urinaire de référence du spécimen prélevé par cystocentèse C0

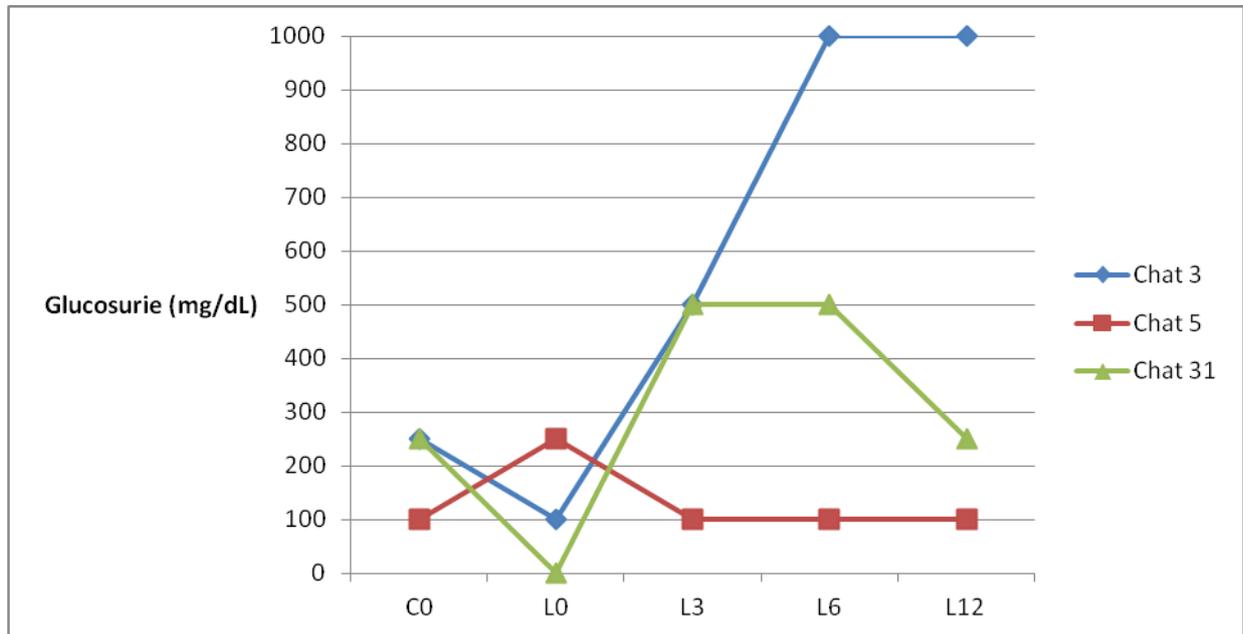
**L₀ : Analyse urinaire du spécimen L0 immédiatement après contact de l'urine avec la litière

***L₃ : Analyse urinaire du spécimen L3 après un contact de 3 h entre l'urine et la litière

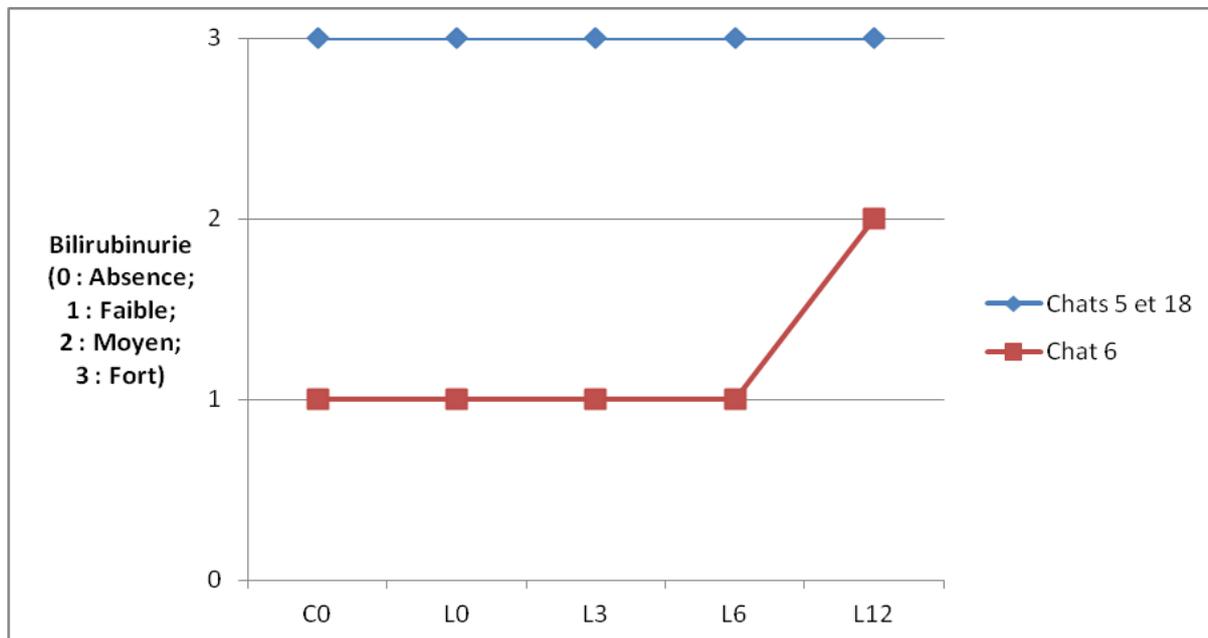
****L₆ : Analyse urinaire du spécimen L6 après un contact de 6 h entre l'urine et la litière

*****L₁₂ : Analyse urinaire du spécimen L12 après un contact de 12 h entre l'urine et la litière

Annexe 9 : Représentation graphique des résultats de référence (C₀), après contact immédiat (L₀), et après 3 (L₃), 6 (L₆) et 12 (L₁₂) heures de contact entre l'urine et la litière Medicat®, lors de réactions positives de la plage glucose.



Annexe 10 : Représentation graphique des résultats de référence (C0), après contact immédiat (L0), et après 3 (L3), 6 (L6) et 12 (L12) heures de contact entre l'urine et la litière Medicat®, lors de réactions positives de la plage bilirubine.



Annexe 11 : Densité urinaire mesurée au réfractomètre de référence (C₀), après contact immédiat (L₀), et après 3 (L₃), 6 (L₆) et 12 (L₁₂) heures de contact entre l'urine et la litière Medicat®.

Chat	Densité urinaire (réfractomètre)				
	C ₀ *	L ₀ **	L ₃ ***	L ₆ ****	L ₁₂ *****
1	1,036	1,036	1,040	1,042	1,058
2	1,060	1,060	1,066	1,066	1,090
3	1,039	1,037	1,048	1,052	1,070
4	1,012	1,013	1,016	1,022	1,020
5	1,041	1,041	1,044	1,054	1,080
6	1,028	1,029	1,030	1,038	1,058
7	1,052	1,054	1,056	1,062	1,064
8	1,016	1,018	1,018	1,022	1,022
9	1,036	1,034	1,040	1,046	1,048
10	1,030	1,030	1,036	1,038	1,050
11	1,026	1,026	1,030	1,034	1,052
12	1,052	1,050	1,058	1,066	1,094
13	1,014	1,014	1,016	1,018	1,024
14	1,012	1,012	1,012	1,012	1,020
15	1,030	1,030	1,036	1,038	1,050
16	1,052	1,050	1,058	1,064	1,072
17	1,072	1,070	1,078	1,086	1,102
18	1,046	1,046	1,048	1,050	1,070
19	1,070	1,072	1,074	1,078	1,102
20	1,030	1,030	1,034	1,040	1,068
21	1,060	1,060	1,072	1,076	1,117
22	1,020	1,018	1,018	1,020	1,026
23	1,032	1,030	1,034	1,034	1,040
24	1,056	1,056	1,062	1,062	1,074
25	1,014	1,014	1,014	1,016	1,022
26	1,028	1,028	1,032	1,036	1,056
27	1,062	1,062	1,066	1,076	1,094
28	1,018	1,018	1,020	1,020	1,026
29	1,058	1,058	1,060	1,066	1,074
30	1,056	1,058	1,062	1,070	1,096
31	1,026	1,026	1,030	1,032	1,040
Moyenne	1,038	1,038	1,042	1,046	1,061
Ecart-type	0,018	0,018	0,020	0,021	0,030

*C₀ : Analyse urinaire de référence du spécimen prélevé par cystocentèse C0

**L₀ : Analyse urinaire du spécimen L0 immédiatement après contact de l'urine avec la litière

***L₃ : Analyse urinaire du spécimen L3 après un contact de 3 h entre l'urine et la litière

****L₆ : Analyse urinaire du spécimen L6 après un contact de 6 h entre l'urine et la litière

*****L₁₂ : Analyse urinaire du spécimen L12 après un contact de 12 h entre l'urine et la litière

Annexe 12 : pH urinaire de référence (C0), après contact immédiat (L0), et après 3 (L3), 6 (L6) et 12 (L12) heures de contact entre l'urine et la litière Medicat®.

Chat	pH urinaire				
	C0*	L0**	L3***	L6****	L12*****
1	6,0	6,0	6,0	6,0	6,0
2	6,5	6,5	6,5	6,5	6,5
3	6,0	6,0	6,0	6,0	6,0
4	6,0	6,0	6,5	6,5	6,5
5	6,0	6,0	6,0	6,0	5,5
6	6,0	6,0	6,0	6,0	6,0
7	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5
8	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0
9	6,0	6,0	6,0	6,0	6,0
10	6,5	6,5	6,5	6,5	6,5
11	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0
12	6,5	6,5	6,5	6,5	6,0
13	5,5	5,5	5,5	6,0	6,0
14	6,0	6,0	6,5	6,5	6,5
15	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0
16	7,5	7,5	8,5	8,5	8,5
17	6,0	6,0	6,0	6,0	6,0
18	6,0	6,0	6,0	6,0	6,0
19	6,5	6,5	6,5	6,5	6,0
20	6,5	6,5	6,5	6,5	6,5
21	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0
22	5,5	6,0	6,0	6,0	6,0
23	7,0	7,0	7,5	7,5	7,5
24	6,5	6,5	6,5	6,5	6,5
25	8,5	8,0	9,0	9,0	9,0
26	6,0	6,0	6,0	6,0	6,0
27	6,5	6,5	6,5	6,5	6,0
28	8,5	8,5	9,0	9,0	9,0
29	6,5	6,5	6,5	6,5	6,5
30	6,0	6,0	6,0	6,0	6,0
31	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0
Moyenne	6,5	6,5	6,5	6,5	6,5
Ecart-type	0,7	0,7	0,6	0,6	0,6

*C₀ : Analyse urinaire de référence du spécimen prélevé par cystocentèse C0

**L₀ : Analyse urinaire du spécimen L0 immédiatement après contact de l'urine avec la litière

***L₃ : Analyse urinaire du spécimen L3 après un contact de 3 h entre l'urine et la litière

****L₆ : Analyse urinaire du spécimen L6 après un contact de 6 h entre l'urine et la litière

*****L₁₂ : Analyse urinaire du spécimen L12 après un contact de 12 h entre l'urine et la litière

Annexe 13 : Activité peroxydasique (GR/ μ L) de référence (C0), après contact immédiat (L0), et après 3 (L3), 6 (L6) et 12 (L12) heures de contact entre l'urine et la litière Medicat®.

Chat	Activité peroxydasique (GR/ μ L)				
	C0*	L0**	L3***	L6****	L12*****
1	80	25	25	25	25
2	0	0	0	0	0
3	12,5	12,5	12,5	0	0
4	200	200	200	200	200
5	200	200	200	200	80
6	0	0	0	0	0
7	0	0	0	0	0
8	200	200	200	200	200
9	200	200	200	200	200
10	80	80	25	25	25
11	80	25	25	25	25
12	12,5	0	0	0	0
13	200	200	200	200	200
14	0	12,5	0	0	0
15	0	0	0	0	0
16	0	0	0	12,5	12,5
17	200	200	200	200	200
18	80	80	80	80	80
19	80	80	80	80	25
20	200	200	200	200	200
21	200	200	200	80	200
22	80	80	80	80	80
23	0	0	12,5	12,5	0
24	12,5	0	0	0	0
25	200	200	80	80	200
26	200	200	80	80	80
27	200	200	200	200	200
28	0	0	0	0	0
29	200	200	80	80	200
30	0	0	0	0	0
31	0	0	0	0	0
Moyenne	94,1	90,2	76,8	72,9	78,5
Ecart-type	90,2	92,2	85,2	82,1	89,0

*C₀ : Analyse urinaire de référence du spécimen prélevé par cystocentèse C0

**L₀ : Analyse urinaire du spécimen L0 immédiatement après contact de l'urine avec la litière

***L₃ : Analyse urinaire du spécimen L3 après un contact de 3 h entre l'urine et la litière

****L₆ : Analyse urinaire du spécimen L6 après un contact de 6 h entre l'urine et la litière

*****L₁₂ : Analyse urinaire du spécimen L12 après un contact de 12 h entre l'urine et la litière

Annexe 14 : Protéinurie (g/L) de référence (C0), après contact immédiat (L0), et après 3 (L3), 6 (L6) et 12 (L12) heures de contact entre l'urine et la litière Medicat®.

Chat	Protéinurie (g/L)				
	C0*	L0**	L3***	L6****	L12*****
1	0,225	0,3	0,3	0,3	1
2	1	1	1	1	1
3	0,225	0,225	0,3	0,3	0,3
4	3	3	3	3	3
5	3	3	3	3	3
6	0,3	0,3	0,3	0,3	1
7	3	3	3	3	3
8	3	3	3	3	3
9	0,3	0,3	0,3	0,3	1
10	0,225	0,225	0,225	0,3	0,3
11	3	3	1	3	3
12	1	1	1	3	3
13	0,3	0,3	0,3	0,3	1
14	0	0	0	0	0
15	0	0,225	0,225	0,3	0,3
16	1	1	1	3	1
17	1	1	1	1	1
18	1	1	1	1	1
19	1	1	1	1	1
20	1	1	1	1	3
21	1	1	1	1	1
22	0,3	1	1	1	1
23	3	3	3	3	3
24	0,3	0,3	0,3	0,3	1
25	0	0	0	0	0,3
26	0	0	0	0,225	0,3
27	0,3	0,3	0,3	1	1
28	1	1	1	1	1
29	1	1	3	1	3
30	1	1	1	1	1
31	0	0	0	0	0
Moyenne	1,0	1,0	1,1	1,2	1,4
Ecart-type	1,1	1,0	1,0	1,1	1,1

*C₀ : Analyse urinaire de référence du spécimen prélevé par cystocentèse C0

**L₀ : Analyse urinaire du spécimen L0 immédiatement après contact de l'urine avec la litière

***L₃ : Analyse urinaire du spécimen L3 après un contact de 3 h entre l'urine et la litière

****L₆ : Analyse urinaire du spécimen L6 après un contact de 6 h entre l'urine et la litière

*****L₁₂ : Analyse urinaire du spécimen L12 après un contact de 12 h entre l'urine et la litière

Annexe 15 : Urobilinogène urinaire (mg/dL) de référence (C0), après contact immédiat (L0), et après 3 (L3), 6 (L6) et 12 (L12) heures de contact entre l'urine et la litière Medicat®.

Chat	Urobilinogène urinaire (mg/dL)				
	C0*	L0**	L3***	L6****	L12*****
1	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2
2	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2
3	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2
4	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2
5	1	1	1	1	2
6	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2
7	0,2	0,2	1	1	1
8	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2
9	0,2	2	0,2	0,2	0,2
10	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2
11	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2
12	0,2	0,2	0,2	1	1
13	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2
14	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2
15	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2
16	0,2	0,2	1	1	1
17	0,2	0,2	1	1	1
18	1	0,2	1	1	1
19	0,2	0,2	0,2	1	1
20	0,2	0,2	0,2	0,2	1
21	0,2	0,2	0,2	1	1
22	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2
23	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2
24	0,2	0,2	0,2	0,2	1
25	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2
26	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2
27	0,2	1	1	1	1
28	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2
29	0,2	0,2	0,2	1	1
30	0,2	0,2	0,2	0,2	1
31	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2
Moyenne	0,3	0,3	0,4	0,5	0,6
Ecart-type	0,2	0,4	0,3	0,4	0,5

*C₀ : Analyse urinaire de référence du spécimen prélevé par cystocentèse C0

**L₀ : Analyse urinaire du spécimen L0 immédiatement après contact de l'urine avec la litière

***L₃ : Analyse urinaire du spécimen L3 après un contact de 3 h entre l'urine et la litière

****L₆ : Analyse urinaire du spécimen L6 après un contact de 6 h entre l'urine et la litière

*****L₁₂ : Analyse urinaire du spécimen L12 après un contact de 12 h entre l'urine et la litière

Annexe 16 : RPCU de référence (C0), après contact immédiat (L0), et après 3 (L3), 6 (L6) et 12 (L12) heures de contact entre l'urine et la litière Medicat®.

Chat	RPCU				
	C0*	L0**	L3***	L6****	L12*****
1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1
2	0,3	0,3	0,3	0,3	0,3
3	0,4	0,4	0,4	0,4	0,4
4	3,1	3	3	2,9	2,8
5	1,4	1,3	1,3	1,2	1
6	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2
7	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5
8	2,7	2,7	2,4	2,3	2,1
9	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2
10	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1
11	0,6	0,7	0,7	0,7	0,6
12	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2
13	0,4	0,4	0,4	0,4	0,4
14	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1
15	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1
16	0,3	0,3	0,3	0,3	0,2
17	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2
18	0,3	0,3	0,3	0,3	0,3
19	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1
20	0,3	0,3	0,2	0,2	0,3
21	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2
22	1,1	0,9	0,9	0,9	0,9
23	1	1	1	1	1
24	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1
25	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2
26	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1
27	0,1	0,2	0,1	0,1	0,1
28	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5
29	0,3	0,3	0,3	0,3	0,3
30	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2
31	0,1	0,2	0,1	0,1	0,1
Moyenne	0,5	0,5	0,5	0,5	0,4
Ecart-type	0,7	0,7	0,7	0,6	0,6

*C₀ : Analyse urinaire de référence du spécimen prélevé par cystocentèse C0

**L₀ : Analyse urinaire du spécimen L0 immédiatement après contact de l'urine avec la litière

***L₃ : Analyse urinaire du spécimen L3 après un contact de 3 h entre l'urine et la litière

****L₆ : Analyse urinaire du spécimen L6 après un contact de 6 h entre l'urine et la litière

*****L₁₂ : Analyse urinaire du spécimen L12 après un contact de 12 h entre l'urine et la litière

Nom : PEBRE

Prénom : Jennifer

Titre : Evaluation de l'effet d'un contact de durée variable de l'urine avec la litière non absorbante Medicat® sur les principaux analytes urinaires chez le chat

Résumé :

Cette étude visait à comparer les résultats d'analyse d'urine obtenus immédiatement après un prélèvement par cystocentèse, avec ceux obtenus en plaçant cette urine au contact d'une litière pour chat non absorbante pendant une durée variable.

Une analyse d'urine de référence après prélèvement par cystocentèse de 31 chats de statuts pathologiques divers a été réalisée. L'urine restant a été déposée au contact de la litière Medicat® et l'analyse répétée immédiatement puis après 3, 6 et 12 heures de contact avec celle-ci.

Les résultats obtenus permettent de conclure que, dans les conditions de cette étude, la litière Medicat® représente une alternative acceptable à la pratique de la cystocentèse pour l'évaluation du pH, de l'activité peroxydasique et de l'urobilinogène par la bandelette urinaire, et pour la mesure du RPCU, mais pas pour celle de la densité urinaire. L'obtention d'un résultat négatif pour la plage bilirubine après contact avec la litière semble fiable. L'interprétation des plages protéines, glucose et corps cétoniques semble aléatoire pour des urines ayant été au contact de la litière Medicat®. Des études complémentaires sur un spectre plus large de résultats seraient toutefois requises pour confirmer cette conclusion.

Mots-clés : Chat, Urine, Litière non absorbante

Title : Assessment of the effect of a timely contact between the urine and the non-absorbent litter Medicat® on the main urinary analytes in the cat.

Abstract :

The purpose of this study was to compare the results of urinalysis obtained immediately after cystocentesis, with those obtained when the sampled urine was put in contact with a non-absorbent cat litter during predefined times.

A reference urinalysis was obtained immediately after cystocentesis on 31 cats with various medical conditions. The remaining urine was placed in contact with Medicat® litter and the urinalysis was repeated immediately then after 3, 6 and 12 hours.

In the conditions of this study, it was found that Medicat® litter represents an acceptable alternative to cystocentesis for the measurement of pH, occult blood, and urobilinogen by reagent strip method, and of the UPC ratio, but not for the measurement of specific gravity. A negative result for bilirubin by reagent strip method after contact with the litter seems to be reliable. The interpretation of protein, glucose and ketone by reagent strip method seems to be unreliable after contact with Medicat® litter. However, additional studies with a wider spectrum of results for these analytes would be required to confirm this conclusion.

Key words : Cat, Urine, Non-absorbent litter