

Année 2016

**ÉTUDE DU PORTAGE MÉCANIQUE DE
DERMATOPHYTES CHEZ LE CHAT AU
RETOUR D'EXPOSITION**

THÈSE

Pour le

DOCTORAT VÉTÉRINAIRE

Présentée et soutenue publiquement devant

LA FACULTÉ DE MÉDECINE DE CRÉTEIL

le 12 juillet 2016

par

Jeanne PLATZ

Née le 8 mai 1991 à Nogent-sur-Marne (Val-de-Marne)

JURY

Président : Pr.D'honneur

Professeur à la Faculté de Médecine de CRÉTEIL

Membres

Directeur : Bruno Polack

Maître de conférences à l'ENVA

Assesseur : Dominique Grandjean

Professeur à l'ENVA

Liste des membres du corps enseignant

Directeur : M. le Professeur Gogny Marc

Directeurs honoraires : MM. les Professeurs : Cotard Jean-Pierre, Mialot Jean-Paul, Moraillon Robert, Parodi André-Laurent, Pilet Charles, Toma Bernard.

Professeurs émérites : Mme et MM. : Bénét Jean-Jacques, Chermette René, Combrisson Hélène, Courreau Jean-François, Deputte Bertrand, Niebauer Gert, Paragon Bernard, Pouchelon Jean-Louis.

Département d'élevage et de pathologie des Équidés et des Carnivores (DEPEC)

Chef du département : Pr Grandjean Dominique - Adjoint : Pr Blot Stéphane

Unité pédagogique de cardiologie

- Pr Chetboul Valérie*
- Dr Gkouni Vassiliki, Praticien hospitalier
- Dr Séchi-Tréhiou Emilie, Praticien hospitalier

Unité pédagogique de clinique équine

- Pr Audigé Fabrice
- Dr Bertoni Lélia, Maître de conférences contractuel
- Dr Bourzac Céline, Maître de conférences contractuel
- Dr Coudry Virginie, Praticien hospitalier
- Pr Denoix Jean-Marie
- Dr Giraudet Aude, Praticien hospitalier *
- Dr Jacquet Sandrine, Praticien hospitalier
- Dr Mespoulhès-Rivière Céline, Praticien hospitalier

Unité pédagogique de médecine interne

- Dr Aguilar Pablo, Praticien hospitalier
- Dr Benchechrout Ghita, Maître de conférences
- Pr Blot Stéphane*
- Dr Campos Miguel, Maître de conférences associé
- Dr Freiche-Legros Valérie, Praticien hospitalier
- Dr Maurey-Guénec Christelle, Maître de conférences

Discipline : imagerie médicale

- Dr Stambouli Fouzia, Praticien hospitalier

Unité pédagogique de médecine de l'élevage et du sport

- Dr Cléro Delphine, Maître de conférences
- Dr Fontbonne Alain, Maître de conférences
- Pr Grandjean Dominique*
- Dr Maenhoudt Cindy, Praticien hospitalier
- Dr Nudelman Nicolas, Maître de conférences

Unité pédagogique de pathologie chirurgicale

- Pr Fayolle Pascal
- Dr Mailhac Jean-Marie, Maître de conférences
- Dr Manassero Mathieu, Maître de conférences
- Pr Moissonnier Pierre
- Pr Viateau-Duval Véronique*
- Dr Zilberstein Luca, Maître de conférences

Discipline : ophtalmologie

- Dr Chahory Sabine, Maître de conférences

Discipline : Urgences - soins intensifs

- Dr Steblaj Barbara, Praticien Hospitalier

Discipline : nouveaux animaux de compagnie

- Dr Pignon Charly, Praticien hospitalier

Département des Productions Animales et de la Santé Publique (DPASP)

Chef du département : Pr Millemann Yves - Adjoint : Pr Dufour Barbara

Unité pédagogique d'hygiène, qualité et sécurité des aliments

- Pr Augustin Jean-Christophe
- Dr Bolnot François, Maître de conférences *
- Pr Carlier Vincent

Unité pédagogique de maladies réglementées, zoonoses et épidémiologie

- Pr Dufour Barbara*
- Pr Haddad/Hoang-Xuan Nadia
- Dr Praud Anne, Maître de conférences
- Dr Rivière Julie, Maître de conférences

Unité pédagogique de pathologie des animaux de production

- Pr Adjou Karim*
- Dr Belbis Guillaume, Maître de conférences
- Pr Millemann Yves
- Dr Ravary-Plumioën Bérangère, Maître de conférences
- Dr Troitsky Karine, Praticien hospitalier

Unité pédagogique de reproduction animale

- Dr Constant Fabienne, Maître de conférences*
- Dr Desbois Christophe, Maître de conférences (rattaché au DEPEC)
- Dr El Bay Sarah, Praticien hospitalier
- Dr Mauffré Vincent, Assistant d'enseignement et de recherche contractuel
- Dr Ribeiro Dos Santos Natalia, Maître de conférences contractuel

Unité pédagogique de zootechnie, économie rurale

- Dr Arné Pascal, Maître de conférences
- Pr Bossé Philippe*
- Dr De Paula Reis Aline, Maître de conférences contractuel
- Pr Grimard-Ballif Bénédicte
- Dr Leroy-Barassin Isabelle, Maître de conférences
- Pr Ponter Andrew
- Dr Wolgust Valérie, Praticien hospitalier

Département des sciences biologiques et pharmaceutiques (DSBP)

Chef du département : Pr Chateau Henry - Adjoint : Dr Pilot-Storck Fanny

Unité pédagogique d'anatomie des animaux domestiques

- Pr Chateau Henry
- Pr Crevier-Denoix Nathalie
- Pr Degueurce Christophe
- Pr Robert Céline*

Unité pédagogique de bactériologie, immunologie, virologie

- Pr Boulouis Henri-Jean*
- Dr Le Poder Sophie, Maître de conférences
- Dr Le Roux Delphine, Maître de conférences
- Pr Quintin-Colonna Françoise

Unité pédagogique de biochimie

- Pr Bellier Sylvain*
- Dr Lagrange Isabelle, Praticien hospitalier
- Dr Michaux Jean-Michel, Maître de conférences

Discipline : éducation physique et sportive

- M. Philips Pascal, Professeur certifié

Unité pédagogique d'histologie, anatomie pathologique

- Dr Cordonnier-Lefort Nathalie, Maître de conférences
- Pr Fontaine Jean-Jacques*
- Dr Laloy Eve, Maître de conférences
- Dr Reyes-Gomez Edouard, Maître de conférences

Unité pédagogique de management, communication, outils scientifiques

- Mme Conan Muriel, Professeur certifié (Anglais)
- Dr Desquilbet Loïc, Maître de conférences (Biostatistique, Epidémiologie) *
- Dr Fournel Christelle, Maître de conférences contractuelle (Gestion et management)

Unité de parasitologie, maladies parasitaires, dermatologie

- Dr Blaga Radu, Maître de conférences (rattaché au DPASP)
- Dr Cochet-Faivre Noëlle, Praticien hospitalier (rattachée au DEPEC)
- Dr Darmon Céline, Maître de conférences contractuel (rattachée au DEPEC)
- Pr Guillot Jacques*
- Dr Polack Bruno, Maître de conférences
- Dr Risco-Castillo Verónica, Maître de conférences

Unité pédagogique de pharmacie et toxicologie

- Pr Enriquez Brigitte,
- Dr Perrot Sébastien, Maître de conférences *
- Pr Tissier Renaud

Unité pédagogique de physiologie, éthologie, génétique

- Dr Chevallier Lucie, Maître de conférences contractuel (Génétique)
- Dr Crépeaux Guillemette, Maître de conférences (Physiologie, Pharmacologie)
- Dr Gilbert Caroline, Maître de conférences (Ethologie)
- Pr Panthier Jean-Jacques, (Génétique)
- Dr Pilot-Storck Fanny, Maître de conférences (Physiologie, Pharmacologie)
- Pr Turet Laurent, (Physiologie, Pharmacologie) *

* responsable d'unité pédagogique

REMERCIEMENTS

**Au Professeur,
De la faculté de Médecine de Créteil,**
Pour l'honneur que vous m'avez fait d'accepter la présidence de mon jury de thèse.
Hommage respectueux.

**À Monsieur Bruno Polack,
Maître de Conférences à l'École Nationale Vétérinaire d'Alfort,**
Pour avoir accepté de diriger ce travail et pour vos conseils. Sincères remerciements.

**À Monsieur Dominique Grandjean,
Professeur à l'École Nationale Vétérinaire d'Alfort,**
Pour avoir accepté d'être mon assesseur. Sincères remerciements.

**À Madame Anne Meyrueix,
Ancienne responsable du secteur élevage de l'UMES,**
Pour avoir proposé le sujet de cette thèse, pour votre encadrement dans son démarrage et votre gentillesse. Sincères remerciements.

**À Monsieur Jacques Guillot,
Professeur à l'École Nationale Vétérinaire d'Alfort,**
Pour les illustrations des résultats de cette thèse. Sincères remerciements.

Aux personnels du laboratoire de parasitologie mycologie,
Pour leur travail. Sincères remerciements.

A Royal Canin,
Pour le financement de ce travail.
Tous mes remerciements.

A ma famille, à mes parents et à Lorraine,

Merci pour votre présence, votre soutien et votre amour. A tous ces repas du dimanche qu'il nous reste à partager!

A tous les Alforiens rencontrés lors de ces quatre années d'école,

Au G19 bien sûr, aux Brincesses, aux Lombaires... et à toutes ces soirées qu'on a pu passer au Grisby et ailleurs!

A Sixtine, vive le BF! Merci pour toutes ces années de coloc et tout ce que tu m'as apporté. Je t'adore!!

A Louise, pour tous ces moments partagés, le Canada, Nantes, le CHUVA, nos poulots... la vie serait tellement moins fun sans toi!

A Camille, sans qui la team ne serait pas complète!

A mes Anciennes, pour leur Accueil et la découverte de la vie alforienne.

A mes poulots, qui ont gentiment accepté de faire les petites mains lors d'une expo, merci. Vous êtes formidables et c'est une vraie fierté d'être votre Ancienne!

A mes amies d'ADM et nos folles soirées parisiennes,

Comme quoi après toutes ces années l'amitié ne faiblit pas!

Aux Nantais et à tous les amis volailles de ma dernière année,

Merci pour ces moments du CEAV et du Canada!

A mes amis de Saint Louis,

C'est toujours un immense bonheur de vous revoir.

A tous mes maîtres de stages,

Qui m'ont enseigné leur savoir et permis de trouver ma voie.

A mon chat Diabolo,

Pour sa présence lors de ma rédaction, ne change rien tu es au top.

A mon handichien Homer,

J'espère que tu t'amuses bien dans ta ferme, merci pour tout l'amour que tu as distribué autour de toi!

A toutes les volailles que je vais soigner,

N'ayez crainte tout ira bien.

Et enfin, à une personne qui m'est particulièrement chère et qui se reconnaitra. Quoi qu'il arrive tu resteras toujours dans mon cœur.

SOMMAIRE

INTRODUCTION.....	5
I) PREMIÈRE PARTIE : ÉTUDE BIBLIOGRAPHIQUE DE LA TEIGNE EN ÉLEVAGE ET EN EXPOSITION.....	7
I. 1) Présentation de la teigne chez le chat, en exposition et en élevage.....	7
I. 1. 1) Présentation de l'agent infectieux.....	7
I. 1. 2) La teigne est une zoonose	8
I. 1. 3) La teigne chez le chat en exposition.....	9
I. 1. 3. 1) Les expositions : une étape indispensable pour l'éleveur.....	9
I. 1. 3. 2) Importance de la teigne en exposition	10
I. 1. 3. 2. 1) La teigne symptomatique prévenue par le contrôle vétérinaire	10
I. 1. 3. 2. 2) Le portage asymptomatique permet l'introduction de dermatophytes en exposition	10
I. 1. 3. 2. 2. 1) Épidémiologie du portage de dermatophytes de manière asymptomatique	10
I. 1. 4) La teigne chez le chat en élevage	12
I. 1. 4. 1) Les participants aux expositions sont en majorité des éleveurs	12
I. 1. 4. 2) Épidémiologie de la teigne en élevage.....	12
I. 1. 4. 2. 1) La teigne est plus présente en élevage que chez les particuliers	12
I. 1. 4. 2. 2) Réceptivité et persistance dans l'élevage	13
I. 1. 4. 2. 3) Sensibilité des individus	13
I.2) Biologie et pathogénie.....	14
I.3) Épidémiologie	17
I. 3. 1) Épidémiologie en élevage.....	17
I. 3. 2) Épidémiologie en exposition	18
I.4) Signes cliniques.....	21
I.4.1) La forme typique	21
I. 4. 2) Les formes sub-cliniques et asymptomatiques	23
I. 4. 3) Les formes atypiques	23
I. 5) Diagnostic	24
I. 5. 1) Lumière de Wood	24
I. 5. 2) Examen direct des poils : le raclage cutané et le trichogramme	24
I. 5. 3) Culture mycologique	26
I. 5. 4) La PCR	26
I. 6) Prévention	29
I. 6. 1) Immunité	29
I. 6. 2) Protection vaccinale	30
I. 6. 3) Prévention	31
I. 7) Conseils au retour d'exposition	32
1. 7. 1) Quarantaine.....	32
1. 7. 2) Mesures hygiéniques.....	33
1. 7. 2. 1) Matériel	33
1. 7. 2. 2) Traitement externe du chat	33
II) DEUXIÈME PARTIE : TRAVAIL PERSONNEL	35
II.1) Matériel et méthodes.....	35
II. 1.1) Matériel	35

II. 1. 1. 1) Sélection des participants	35
II. 1. 1. 2) Choix du nombre de sujets	36
II. 1. 2) Méthodes	36
II. 1. 2. 1) Moment du prélèvement	36
II. 1. 2. 2) Réalisation du prélèvement	37
II. 1. 2. 3) Mise en culture du prélèvement au laboratoire de parasitologie de l'ENVA.....	37
II. 1. 2. 3. 1) Préparation du milieu de SCA (Sabouraud Chloramphénicol Actidione)	37
II. 1. 2. 3. 2) Ensemencement	37
II. 1. 2. 3. 3) Mise en culture	38
II. 1. 2. 3. 4) lecture et envoi des résultats	38
II. 2) Résultats	38
II. 3) Discussion	42
II. 3. 1) Interprétation des colonies de dermatophytes.....	42
II. 3. 2) Prévalence de portage mécanique à la sortie d'exposition chez des chats arrivés sains.....	42
II. 3. 3) Prévalence de porteurs asymptomatiques de dermatophytes	44
II. 3. 4) Teigne et longueur des poils	44
II. 3. 5) <i>Malassezia pachydermatis</i>	44
Conclusion.....	47
Bibliographie	48

INDEX DES FIGURES

Figure 1 : Schéma d'une macroaleurie échinulée de <i>Microsporum</i> sp. (Chermette et Bussi��ras, 1993)	8
Figure 2 : Schéma d'une macroaleurie lisse de <i>Trochophyton</i> sp. (Chermette et Bussi��ras, 1993)	8
Figure 3 : Mode d'invasion d'un poil par un filament mycélien de dermatophyte (Chermette et Bussi��ras, 1993).....	15
Figure 4 : Schéma des deux types d'invasion des poils par les dermatophytes : ectothrix et endothrix (Chermette et Bussi��ras, 1993).....	16
Figure 5 : Photographie d'un jugement : le jouet pour faire bouger le chat est commun pour toutes les évaluations, sur table en bois encombrée et difficilement désinfectable.....	18
Figure 6 : Photographie d'une table de toilettage utilisée par tous les éleveurs dont les cages l'entourent.....	19
Figure 7 : Photo d'une cage grillagée, évitant le contact avec les chats voisins mais permettant le contact avec les visiteurs.....	19
Figure 8 : Photo d'une cage entièrement fermée ne permettant aucun contact avec l'extérieur	20
Figure 9 : Photo d'un jugement : bonnes et mauvaises pratiques.....	21
Figure 10 : Photo d'un chat Siamois atteint de <i>M. canis</i> au niveau du pavillon de l'oreille gauche et au dessus de l'��il gauche (Miller et al., 2012).....	22
Figure 11 : Photo de papulov��sicules chez un chat teigneux (Miller et al., 2012).....	22
Figure 12 : Photo d'un erythroderme exfoliatif généralisé chez un persan causé par <i>M. canis</i> (Miller et al., 2012).....	23
Figure 13 : Examen direct d'un poil teigneux infecté par <i>M. canis</i> : arthroconidies microscopiques agglomérées en manchon autour du poil altéré (obj. x100) (Laboratoire de parasitologie-mycologie de l'ENVA).....	25

Figure 14: Photo de la culture du chat American curl avant l'exposition n°5 : nombreuses colonies de <i>M. canis</i>	39
Figure 15 : Photo du verso de la culture du chat American curl avant l'exposition n°5 : nombreuses colonies de <i>M. canis</i>	40
Figure 16 : Photo de la culture du chat American curl après l'exposition n°5 : nombreuses colonies de <i>M. canis</i> (avec des contaminants au centre).....	40
Figure 17 : Photo de la culture du chat Sphynx de 2 ans après l'exposition n°5 : nombreuses colonies de <i>M. pachydermatis</i> de petite et grande tailles	41
Figure 18 : Photo de la culture du chat Persan de 8 mois après l'exposition numéro 5 : dix colonies de <i>Malassezia pachydermatis</i> (petites colonies beiges)	41
Figure 19 : Photo de la culture du chat Persan de 5 ans après l'exposition n°5 : 7 colonies <i>M. pachydermatis</i>	42

INDEX DES TABLEAUX

Tableau 1 : Souches de dermatophytes isolés et identifiés chez les chats à l'ENVA (service de parasitologie) de 1980 à 1991 (Chermette et Bussi��ras, 1993)	7
Tableau 2 : Résultats de l��tude de la prévalence de chats asymptomatiques en exposition (Quaife et Womar, 1982).....	11
Tableau 3 : Aspects des différents types d'envahissement pileaire, observés à l'examen direct des poils, lors de dermatophytose (Carlotti et Pin, 2011)	26
Tableau 4 : Nombre et le pourcentage (entre parenthèse) des prélèvements de chats (avec ou sans lésions) trouvés positifs pour un dermatophyte par culture mycologique, au microscope ou par PCR simple ou nichée (Cafarchia <i>et al.</i> , 2013)	28

ANNEXES

Annexe 1 : Préparation d'un milieu SCA (Sabouraud, chloramphénicol, actidione).....	53
Annexe 2 : Fiche de renseignements et commémoratifs à faire remplir par le propriétaire	54
Annexe 3 : Guide pour réaliser le prélèvement de dermatophytes avec le carré de moquette	55
Annexe 4 : Résultats des expositions	56

LISTE DES SIGLES ET ABREVIATIONS

- ADN : Acide Désoxyribonucléique
- CHS : gène de la chitine synthase
- DOM/TOM : Départements d'Outre-Mer / Territoires d'Outre- Mer
- ENVA : Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort
- Fiv : virus de l'immunodéficience féline
- IgG : Immunoglobuline G
- ITS : *internal transcribed spacers* (espaceurs internes transcrits)
- Loof : Livre Officiel des Origines Félines
- NOR : système normalisé de numérotation des textes officiels publics
- NR : Non Renseigné
- PCR : *Polymerase Chain Reaction* (amplification en chaîne par polymérase)
- PMN : Neutrophiles polymorphonucléaires
- PSM : Poste de Sécurité Microbiologique
- RT-PCR : *Real Time Polymerase Chain Reaction* (amplification en chaîne par polymérase en temps réel)

INTRODUCTION

La dermatophytose, plus couramment appelée teigne, est une maladie dermatologique fongique causée par des dermatophytes, qui sont des champignons filamenteux kératinophiles et kératinolytiques. Elle est endémique et touche principalement les mammifères, ainsi que les oiseaux.

La teigne est une maladie contagieuse qui peut se transmettre, dans le cas des chats, lors de rassemblements tels que les expositions félines. Ces expositions sont la manière la plus commune pour les propriétaires d'obtenir un pedigree Loof pour leurs chats et ainsi qu'ils soient qualifiés de chats de race en cas de réussite de l'examen de conformité. Les éleveurs utilisent ce pedigree pour vendre des animaux de race, ou confirmer leurs futurs reproducteurs, et se rendent donc régulièrement dans ces expositions.

La particularité de la teigne est qu'elle présente une forme asymptomatique, ce qui permet à des chats porteurs de dermatophytes de passer le contrôle vétérinaire assurant l'accès aux expositions sans être refusés. Ceci induit ainsi un risque de contamination pour les chats sains participants.

La prévalence de la teigne sous sa forme asymptomatique est peu documentée, et les études montrent des prévalences faible (10 %) à moyenne (36 %) (Baxter, 1973 ; Quaife et Womar, 1982) chez le chat.

L'objectif de cette thèse est d'étudier la prévalence de chats se faisant contaminer par la teigne au cours d'une exposition. En effet, aucune étude de ce type n'a jamais été réalisée en France. On s'intéressera ainsi à la prévalence du portage chez les chats entrés indemnes dans l'exposition, et en ressortant comme porteurs de dermatophytes.

Cette thèse a également pour but de sensibiliser les éleveurs à cette maladie, qui est une zoonose, et est en outre particulièrement difficile à éradiquer dans un élevage contaminé.

Une présentation de la teigne en élevage et en exposition, incluant l'étiologie, l'épidémiologie, la pathogénie, les signes cliniques et le diagnostic ainsi que des moyens prévention au retour d'exposition est effectuée dans une première partie.

La deuxième partie est la présentation de l'étude réalisée dans les expositions félines. Avec les matériel et méthodes, suivis de la présentation des résultats ainsi que d'une discussion sur les méthodes utilisées et les résultats obtenus avant une brève conclusion.

I) PREMIÈRE PARTIE : ÉTUDE BIBLIOGRAPHIQUE DE LA TEIGNE EN ÉLEVAGE ET EN EXPOSITION

I. 1) Présentation de la teigne chez le chat, en exposition et en élevage

I. 1. 1) Présentation de l'agent infectieux

La teigne est une infection dermatologique fongique fréquente chez le chat. Elle est due à un champignon filamenteux kératinophile et kératinolytique, présent dans le poil, la couche cornée de l'épiderme, et plus rarement les griffes (Hnilica, 2010).

Chez le chat, le dermatophyte le plus fréquemment isolé est *Microsporum canis* (*M. canis*), responsable de l'infection dans plus de 95 % des cas (Miller et al., 2013). De manière plus rare, *Microsporum gypsum* ou *Trichophyton mentagrophytes* (*T. mentagrophytes*) peuvent également être source de dermatophytose chez le chat (Moriello, 1990), comme on peut le voir dans le tableau 1 recensant les souches de dermatophytes du service de parasitologie de l'ENVA.

Tableau 1 : Souches de dermatophytes isolés et identifiés chez les chats à l'ENVA (service de parasitologie) de 1980 à 1991 (Chermette et Bussi  ras, 1993)

Espèce	Nombre de cultures positives	Pourcentage par espèce
<i>Microsporum canis</i>	639	97,7
<i>Microsporum persicolor</i>	2	0,31
<i>Microsporum gypsum</i>	1	0,15
<i>Trichophyton mentagrophytes</i>	9	1,38
<i>Trichophyton simii</i>	2	0,31
<i>Trichophyton equineum</i>	1	0,15
Dont infections doubles	1	

En culture, *Microsporum canis* présente des macronidies échinulées (figure 1) et *Trichophyton mentagrophytes* des macronidies lisses (figure 2). Une macronidie est une spore de grande taille issue de la multiplication végétative (asexuée) d'un champignon.

Figure 1 : Schéma d'une macroaleurie échinulée de *Microsporum* sp. (Chermette et Bussi ras, 1993)

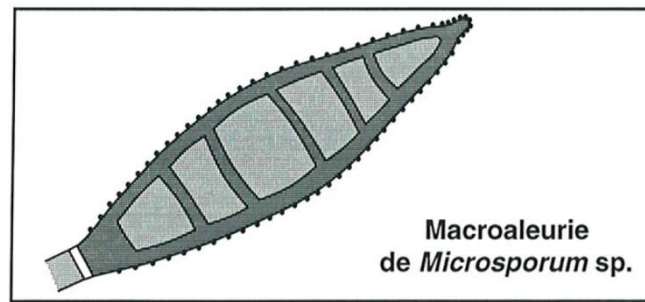
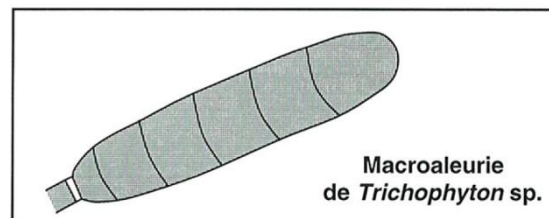


Figure 2 : Schéma d'une macroaleurie lisse de *Trichophyton* sp. (Chermette et Bussi ras, 1993)



In vivo, les arthroconidies sont supportées et produites par des hyphes mycéliennes. Ces spores, ou le plus souvent des fragments de poils ou des squames parasit es, se détachent puis se déposent dans le milieu extérieur, sur un autre animal ou sur une autre partie du corps de l'animal initialement infecté. Ainsi elles représentent la forme infectante de la teigne et se transmettent d'un animal à l'autre par contact ou via l'environnement (Malandain *et al.*, 2002a).

La plupart des agents de teigne sont zoonotiques, ce qui en fait une maladie préoccupante, bien que n'ayant pas une prévalence élevée chez le chat (Carlotti, 2008).

I. 1. 2) La teigne est une zoonose

Smith (1969) a montré qu'en Nouvelle-Zélande la dermatophytie humaine était due à 36,5 % à des dermatophytes zoophiles (dont 29 % à *M. canis*). Cependant, en 1998, une étude américaine montrait que seulement 3,3 % des cas humains de dermatophytie étaient dus à *M. canis* (Weitzman *et al.*, 1998).

Environ 50 % des humains en contact avec des chats symptomatiques ou asymptomatiques acquièrent l'infection (Scott *et al.*, 1995). Cela se traduit par des lésions sur les parties pouvant se trouver en contact avec l'animal : bras, cuir chevelu, tronc (Scott *et al.*, 1995; Scott et Horn, 1987). Les autres dermatophytes (*M. gypseum*, *M. persicolor*, *T. mentagrophytes*) sont rarement source de zoonose.

Une étude en Nouvelle-Zélande (Smith *et al.*, 1969) a fait un lien avec un pic d'incidence de teigne humaine due à *M. canis* en mars, avril et mai, et avec le pic présence de chatons, leur période de naissance étant en décembre.

I. 1. 3) La teigne chez le chat en exposition

I. 1. 3. 1) Les expositions : une étape indispensable pour l'éleveur

La fédération pour la gestion du Livre Officiel des Origines Félines (Loof), s'est vu confier la gestion du livre d'origine de l'espèce féline en France depuis 1996. Son agrément par le Ministère chargé de l'Agriculture par arrêté du 4 novembre 1996 portant agrément de la Fédération pour la gestion du livre officiel des origines félines (NOR : AGRP9602388A) a été confirmé par le décret n° 2006-991 (NOR : AGRG0601445D) et l'arrêté du 1er août 2006 (NOR : AGRG0601446A).

La première mission du Loof est la tenue du Livre Généalogique, c'est-à-dire l'émission des pedigrees des chats de race en France. Selon le décret n° 2008-871 relatif à la protection des animaux de compagnie et modifiant le code rural (NOR : AGRG0819227D), sans pedigree Loof, un chat né en France, même issu de parents ayant un pedigree, ne peut pas prétendre à l'appellation « chat de race », mais uniquement, le cas échéant, à l'appellation « chat d'apparence » ("LOOF - Missions").

L'examen de conformité à la race s'inscrit dans le cadre d'une politique de pérennisation, d'amélioration et de valorisation des races félines. Il a pour but d'assurer aux propriétaires effectuant volontairement cette démarche qu'ils sont bien en possession d'un chat correspondant aux critères des standards en vigueur pour la race au moment de l'examen et qui ne présente pas de défauts éliminatoires (morphologie, couleur, caractère, ...) ne permettant pas la conformité.

On comprend alors l'importance pour un éleveur de chat de voir ses animaux attribués d'un pedigree, que cela soit pour faire confirmer ses nouveaux reproducteurs, ou encore pour la vente de chatons Loof.

Les examens de conformité peuvent s'effectuer sur n'importe quel point du territoire français, notamment à l'occasion d'expositions organisées avec l'agrément de la fédération tenant le livre généalogique. Il s'agit d'expositions félines organisées par des clubs généralistes, d'expositions spéciales d'élevage organisées sous l'égide des clubs de race affiliés, ou encore de séances de conformité organisées par les clubs de race ou les clubs généralistes. Ces dernières sont toutefois très rares. L'immense majorité des examens de conformités se font donc au moment des expositions, lors desquelles un grand nombre de chats se trouvent réunis. En effet, le règlement du Loof stipule qu'une exposition féline pouvant délivrer des Certificats d'Aptitude au Championnat doit comporter au moins cent chats en jugement en métropole et cinquante chats dans les DOM/TOM. Ces expositions sont donc des lieux de haute concentration de chats.

I. 1. 3. 2) Importance de la teigne en exposition

I. 1. 3. 2. 1) La teigne symptomatique prévenue par le contrôle vétérinaire

Toute exposition est précédée d'un contrôle vétérinaire, censé contrôler l'identité du chat, et garantir que seuls des chats sains et à jour dans leurs vaccinations puissent rentrer.

On peut alors se demander pour quelle raison la teigne se transmettrait-elle en exposition, si les animaux sont examinés préalablement par des vétérinaires. Ce contrôle empêche effectivement les animaux exprimant des signes cliniques de teigne d'entrer, mais ne peut rien dans le cas des animaux teigneux asymptomatiques.

I. 1. 3. 2. 2) Le portage asymptomatique permet l'introduction de dermatophytes en exposition

Il est important de définir ici les deux types de portage asymptomatique de dermatophytes chez le chat.

Dans le premier cas, le chat n'est pas infecté, mais seulement porteur mécanique d'arthroconidies sur son pelage qui ne se multiplient pas.

Dans le second cas, le chat est infecté et le champignon se multiplie. Il ne présente cependant aucun signe clinique. Il se repère souvent par la contamination d'animaux ou d'humains qui présentent des symptômes.

Ce second cas est le plus dangereux dans le cadre d'une exposition féline, car celui-ci est porteur de plus d'arthroconidies et donc plus contaminant (Mignon, 2008).

Il serait intéressant par conséquent de pouvoir quantifier la probabilité qu'un chat soit porteur asymptomatique, afin d'avoir une idée du risque que l'on introduit en exposition.

I. 1. 3. 2. 2. 1) Epidémiologie du portage de dermatophytes de manière asymptomatique

Plusieurs études ont essayé de déterminer la prévalence de chat porteurs asymptomatiques de dermatophytes.

Une étude (Woodgyer, 1977) a testé cent quatre-vingt-dix-neuf chats à Wellington, en Nouvelle Zélande, déjà venus consulter dans un dispensaire et ayant participé à une étude précédente sur *Pasteurella multocida* dans les cavités buccales. Aucun n'avait de signe apparent de dermatophytose, les chats ont ainsi pu être choisis afin de mettre en évidence un éventuel portage asymptomatique. Des dermatophytes ont été trouvés sur trente-huit chats, et treize de ces chats étaient porteurs d'agents de teigne (*M. canis*), les autres dermatophytes sont présents en vie libre dans le milieu extérieur. Une seconde étude, toujours en Nouvelle Zélande (Baxter, 1973), a testé deux cents chats asymptomatiques

dans une clinique pour carnivores domestiques, et soixante-douze ont été trouvés positifs soit 36 % de portage asymptomatique.

On note donc une importante prévalence de portage asymptomatique en Nouvelle-Zélande, mais c'est aussi le cas en Italie ou au Brésil avec des taux de portage de *M. canis* allant respectivement de 18 à 88 % (Morganti *et al.*, 1976; Zaror *et al.*, 1986), à noter que dans le cas du Brésil il s'agissait de chats capturés par une association de protection des animaux, sans doute des chats vivant dans la rue et ayant des contacts fréquents avec d'autres chats. Sur cent quatre chats, cette étude a mis en évidence *M. canis* sur quatre-vingt-douze chats soit 88 %, *M. gypseum* sur quinze chats soit 14 %, *T. mentagrophytes* sur un chat soit 1 %, *T. ajelloi* (non pathogène) sur deux chats soit 2 %.

Une autre étude (Sparkes *et al.*, 1994) sur le portage asymptomatique a testé cent quatre-vingt-un chats sans lésion dermatologique venant de cent soixante-dix-sept foyers différents allant à une clinique vétérinaire à Bristol : le seul dermatophyte trouvé fut *M. canis* (quatre chats de quatre foyers différents), soit seulement 2,2 %. Tous les chats venaient de foyers avec au moins trois chats mais aucun n'avait d'historique de teigne.

Enfin, la présence de portage asymptomatique de teigne en exposition a même été recherchée dans une étude au Royaume-Uni (Quaife et Womar, 1982). La recherche de dermatophytes a été réalisée lors de quatre expositions félines, les prélèvements ayant été réalisés lors du contrôle vétérinaire. Les résultats indiquent ainsi la prévalence du portage asymptomatique en exposition car ces chats n'avaient pas de lésions. Le seul dermatophyte présent était *M. canis* (cf. tableau 2).

Tableau 2 : Résultats de l'étude de la prévalence de chats asymptomatiques en exposition (Quaife et Womar, 1982)

exposition	Nombre de chats prélevés	Pourcentage de positifs	Longueur des poils
1	100	10 %	Non renseigné
2	45	13 %	Non renseigné
3	26	3 %	100 % poils longs
4	55	15 %	50 % poils longs (32 % de positifs) et 50 % poils courts (aucun positif)

Ainsi, Quaife et Womar (1982) ont obtenu une moyenne de 10 % de chats porteurs asymptomatiques de dermatophyte en exposition. De plus, les chats à poils long semblent être plus fréquemment porteurs que les chats à poils courts.

Nous pouvons donc constater l'extrême diversité de la prévalence de portage asymptomatique de dermatophytes. La méthode employée étant toujours la même au cours de ces études, soit une mise en culture mycologique après un prélèvement par la technique de brossage du pelage via la "*MacKenzie brush*", une brosse à dents stérile, comparable au carré de moquette souvent utilisé en France, dont nous détaillerons l'utilisation par la suite.

Ici, seul l'environnement diffère, et des facteurs favorisants ont ainsi été mis en évidence : chat qui sort et est en contact avec d'autres chats, chat dans un foyer avec plusieurs chats, chat participant à des expositions, chat à poils longs.

Donc le risque pour un chat d'être contaminé en exposition ne dépend pas de l'individu mais du contexte (voir facteurs de risque de contamination). En revanche, rappelons qu'un chat ayant été contaminé par des arthroconidies lors d'une exposition ne déclarera pas nécessairement la teigne, il pourra l'éliminer s'il a des chances de ne pas y être particulièrement sensible (animal adulte et en bonne santé) (Mignon, 2008).

I. 1. 4) La teigne chez le chat en élevage

I. 1. 4. 1) Les participants aux expositions sont en majorité des éleveurs

Tout d'abord, nous pouvons noter que les participants à ces expositions sont, dans la grande majorité, des éleveurs de chats et non des particuliers. Or, les élevages de chats sont plus susceptibles de contracter la teigne, et ont plus de difficultés pour l'éradiquer.

Les éleveurs sont conscients de la fréquence de la teigne, même s'ils ne l'avouent que difficilement. En effet, elle est encore perçue comme une maladie honteuse, qui jette un discrédit sur l'ensemble de l'élevage (Mignon, 2008).

Un élevage se contamine lorsque des arthroconidies de dermatophytes sont introduites dans les locaux. Selon la littérature, une telle situation est observée au retour d'une exposition féline, ou bien lorsqu'un nouvel animal est introduit dans l'élevage sans précautions (Malandain *et al.*, 2002a).

Lors de discussions avec les éleveurs au moment de ma thèse au cours des expositions félines, j'ai effectivement pu trouver ces deux cas de figure dans les historiques des élevages. De plus, il est vrai que les éleveurs ne me l'avouaient qu'à demi-mots, loin des autres éleveurs. Enfin, la seule évocation du mot "teigne" lors des expositions auxquelles j'ai participé laissait rarement les éleveurs indifférents. Une grande majorité soutenait mon projet et était curieuse d'avoir des informations sur les risques réels de contamination des chats qu'ils avaient amenés à l'exposition.

I. 1. 4. 2) Epidémiologie de la teigne en élevage

I. 1. 4. 2. 1) La teigne est plus présente en élevage que chez les particuliers

Ainsi, des études sur la teigne montrent que les chats d'élevages ont plus de chance de contracter la teigne que les chats de particuliers.

Une étude comparative entre les chats de particuliers et les chats d'élevage a été menée, en prenant comme échantillon cinquante chats d'étudiants et d'employés d'une université de Caroline du Nord, et deux chatteries de la région. Aucun chat de particulier n'a été retrouvé positif, alors que 29 % des chats issus d'élevage ont été diagnostiqués porteurs asymptomatiques. On peut cependant modérer les résultats de cette étude car les deux chatteries avaient un historique de teigne. Toutefois, ces élevages ont été choisis par défaut car aucun autre élevage de la région n'était indemne de teigne, ce qui nous apporte

également une indication de l'importance du portage de la teigne en élevage (Thomas *et al.*, 1989).

Une autre étude, conduite au service de parasitologie de l'ENVA (Kuchly, 1991), montre que 28 % des animaux positifs à la culture de dermatophytes ont été achetés en élevage ou en animalerie, alors que 6 % des animaux négatifs ont été achetés en élevage ou animalerie.

Enfin, il est admis que si un seul animal exprime la teigne dans un élevage, tout l'élevage est touché (Malandain *et al.*, 2002a). On a trouvé que lors de présence de *M. canis*, 98 % des chats étaient porteurs ou porteurs sains (Malandain *et al.*, 2002b).

I. 1. 4. 2. 2) Réceptivité et persistance dans l'élevage

Cette affection se répand extrêmement facilement dans l'élevage, et peut perdurer longtemps.

Une fois introduite dans l'élevage, la teigne y demeure très longtemps pour trois raisons essentielles.

La première est qu'il existe de multiples contacts entre les animaux et donc une intense circulation du champignon. La teigne demeure une maladie liée à une surpopulation.

La deuxième raison est que les chattes gestantes et les chatons sont extrêmement réceptifs et sensibles à l'infection. D'ailleurs, ce sont souvent ces animaux, et eux seuls, qui présentent des lésions cutanées. En élevage, si un chat est contaminé, tous les chats sont très probablement atteints, qu'ils soient symptomatiques ou asymptomatiques (Malandain *et al.*, 2002b). Cependant, ce sont les plus jeunes et les plus vieux qui seront les plus sensibles et développeront des lésions plus importantes (Miller *et al.*, 2012; Malandain *et al.*, 2002b). Dans l'étude de Thomas *et al.* (1989), tous les chatons présentaient des signes cliniques contrairement aux adultes dans les chatteries.

Bien souvent c'est à l'occasion de programmes de reproduction que le problème posé par la teigne devient évident.

La troisième raison est que les arthroconidies de dermatophyte sont présentes en très grand nombre dans les locaux des élevages contaminés. Les substrats porteurs de arthroconidies sont multiples : grillages, tissus, coussins, ustensiles de toilettage... Et les chats se recontaminent facilement car les arthroconidies résistent jusqu'à dix-huit mois dans l'environnement (Moriello, 1990).

I. 1. 4. 2. 3) Sensibilité des individus

Comme nous venons de l'évoquer, la teigne est plus courante chez les jeunes chats de moins de un an (Cabañes *et al.*, 1997; Scott *et al.*, 1995; Scott et Paradis, 1990).

Les chats à poils longs, comme les Persans, sont plus prédisposés à cette infection (Cabañes *et al.*, 1997; Lewis *et al.*, 1991; Scott et Paradis, 1990; Sparkes *et al.*, 1994). Cela peut être expliqué par les micro-lésions dues au brossage pouvant faciliter le développement des arthroconidies.

Enfin, il peut également y avoir une prédisposition génétique. En effet, la présence dans certains élevages d'individus ou de lignées présentant un déficit de la réponse immunitaire

vis à vis de l'infection par un dermatophyte est peut être une autre cause de persistance de la teigne (Mignon, 2008; Moriello, 2003a).

Enfin, l'immunité du chat joue un rôle important. Ainsi, des chats infectés par le FIV auraient trois fois plus de chance de développer la teigne (Moriello, 2003a).

De plus, une forte immunité à médiation cellulaire est requise pour guérir (Moriello, 2003a). Elle porte sur deux points :

- une augmentation du renouvellement de l'épithélium, par sécrétion de facteur de croissance intrinsèque :
- une augmentation de la perméabilité de la barrière épidermique, permettant au sérum contenant des facteurs anti-fongiques de pénétrer les kératinocytes.

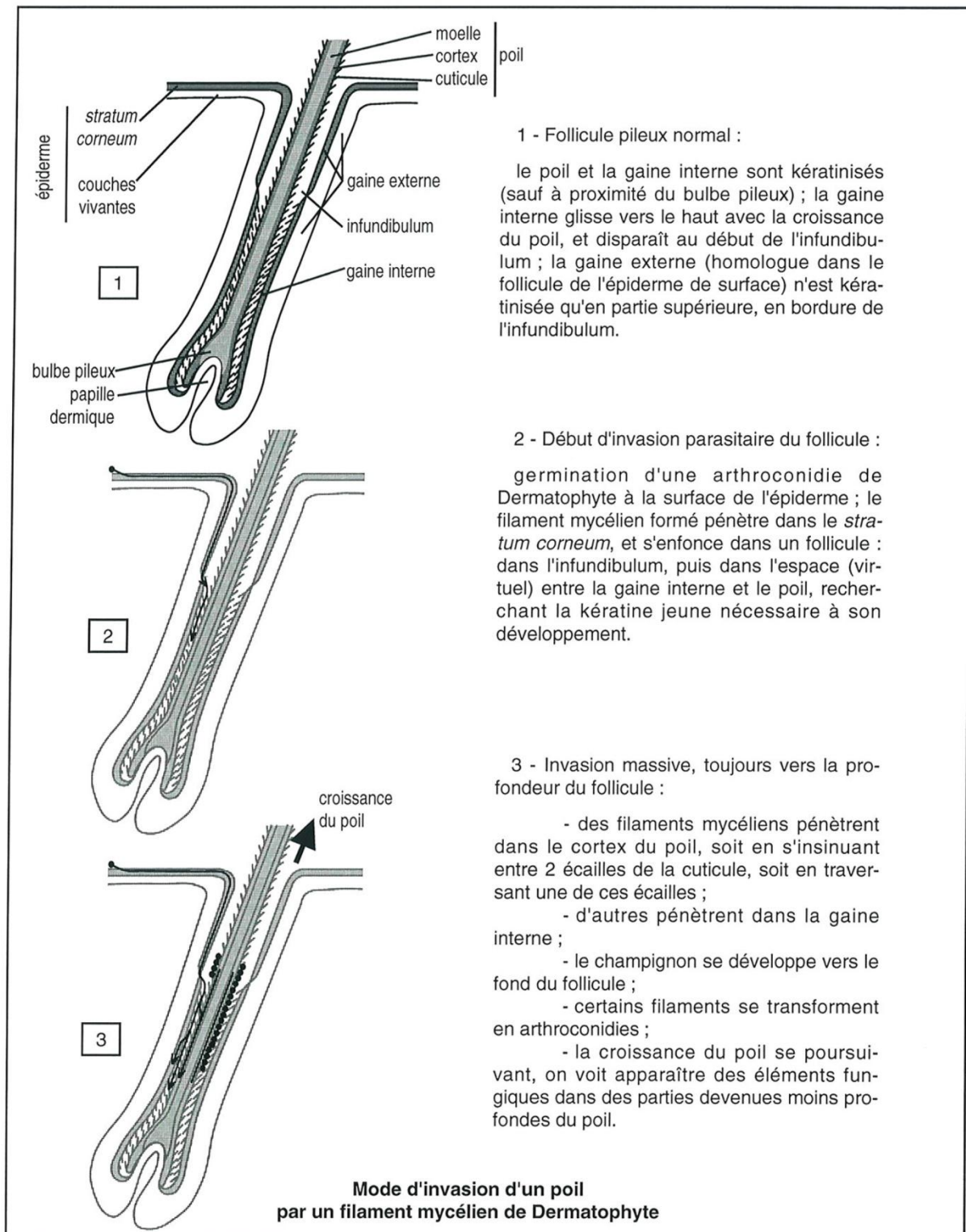
I.2) Biologie et pathogénie

Le développement d'une arthroconidies de dermatophyte (élément contaminant) sur un support vivant passe par trois étapes : l'adhésion, la germination et la pénétration.

Commençons par la première étape du développement, l'adhésion. Une fois l'arthroconidie en contact avec l'animal, elle adhère aux cornéocytes de l'épiderme et gonflent; ceci dure entre 2 à 6 heures.

Ensuite, l'arthroconidie germe et les filaments néo-formés pénètrent la couche cornée. Ceci est facilité par une perturbation mécanique de la couche cornée (Tabart *et al.*, 2007). Cette germination doit être rapide, car l'épiderme se desquame en permanence, sans compter l'action mécanique du léchage par le chat qui peut éliminer jusqu'à 50 % des arthroconidies présentes sur la peau en une journée. Puis vient la dernière étape : les filaments envahissent l'épiderme en cheminant dans la couche cornée. Lorsqu'un filament mycélien rencontre un orifice pileux, il pénètre dans la gaine externe kératinisée du follicule pileux, proliférant à la surface du poil jusqu'à l'infundibulum : les dermatophytes sont kératophiles. Un schéma illustrant l'invasion pileux est visible ci dessous figure 3.

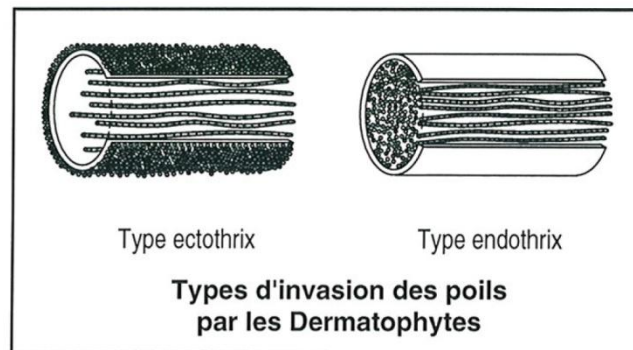
Figure 3 : Mode d'invasion d'un poil par un filament mycélien de dermatophyte (Chermette et Bussi ras, 1993)



En ce qui concerne *M. canis*, on observe un mode ectothrix : les hyphes sont situés à l'intérieur du poil et les arthroconidies à l'extérieur (Brouta *et al.*, 2000). Dans le cas d'un

champignon endothrix, les spores et les hyphes pénètrent dans le poil. Ces deux développements sont illustrés dans le schéma de la figure 4.

Figure 4 : Schéma des deux types d'invasion des poils par les dermatophytes : ectothrix et endothrix (Chermette et Bussi ras, 1993)



Pour parvenir à pénétrer le poil, le champignon produit des enzymes kératinolytiques qui lui permettent de pénétrer la cuticule, peut être en modifiant la surface des cornéocytes pour permettre aux adhésines (protéines de la paroi fongique) de reconnaitre des récepteurs cellulaires (Mignon, 2008) et de se développer à l'intérieur du follicule pileux jusqu'à ce que la zone k ratog ne soit atteinte. Ceci ne peut se produire que dans le cas d'un poil en phase anagène, qui assure une production de kératine.   ce stade, soit le champignon établit un équilibre entre sa croissance et la production de kératine, soit il est rejeté (Miller *et al.*, 2013). Avec certains dermatophytes, notamment de nombreuses souches de *M. canis* (environ 50 % des souches), le développement dans les poils en croissance entraîne la production de métabolites du tryptophane, une ptéridine, ayant la particularité d'être fluorescente lors de l'exposition à certains rayonnements ultraviolets. Ceci est mis à profit pour le diagnostic de l'infection par *Microsporum canis* par examen à la lumière de Wood (Chermette, 1993).

En outre, cet envahissement des poils, les fragilise et contribue à ce que les poils se cassent et à leur élimination dans l'environnement où ils constituent un réservoir d'arthroconidies qui restent infectantes pendant plusieurs mois ou années. Des zones nues apparaissent alors (teigne tondante).

Les filaments prolifèrent et forment de nouvelles arthroconidies, qui vont à leur tour être des éléments contaminants qui propagent l'infection (Scott *et al.*, 1995). Le processus de germination-invasion fait intervenir différents facteurs, notamment des protéases kératinolytiques : les kératinases. Ainsi, les dermatophytes sont également kératinolytiques. Les kératinases ont été caractérisées au niveau moléculaire et leur production *in vivo* a été démontrée chez le chat infecté naturellement par *M. canis* (Brouta *et al.*, 2002) et (Descamps *et al.*, 2002).

Une guérison spontanée peut avoir lieu quand les poils infectés entrent en phase télogène ou si une réaction inflammatoire est déclenchée : la production de kératine ralentit alors puis s'arrête. Or, le dermatophyte a besoin de poils en croissance pour survivre, sa

croissance ralentit donc elle aussi et finit par s'arrêter. Des arthroconidies infectieuses peuvent demeurer sur le poil, mais la réinfection de ce poil ne peut pas avoir lieu tant qu'il ne rentre pas en phase anagène (Scott *et al.*, 1995).

Il demeure nécessaire d'identifier et de comprendre les mécanismes pathogéniques exacts au sein desquels interviennent ces enzymes. Dans ce but, des techniques d'inactivation génique par ARN interférence ont été récemment développées pour produire des souches de *M. canis* déficientes en certaines kératinases (Vermout *et al.*, 2007). Ces souches ont été testées dans différents modèles, dont un épiderme félin reconstruit in vitro (Tabart *et al.*, 2008) à partir de kératinocytes et de fibroblastes de fœtus de chat. Une production de la kératinase SUB3 impliquée dans le processus infectieux a ainsi pu être mise en évidence. Tabart (2008) a également pu utiliser ce modèle pour vérifier l'efficacité du miconazole contre des arthroconidies de *M. canis*, et le propose comme moyen d'étude pour d'autres agents antifongiques contre *M. canis*.

D'autres outils permettant l'investigation fonctionnelle des génomes des dermatophytes sont déjà disponibles pour certains agents anthropophiles (Liu *et al.*, 2007). Ils pourraient être disponibles à l'avenir pour d'autres dermatophytes, y compris des agents zoophiles comme *M. canis*.

Enfin, certaines kératinases et d'autres protéases constituent des exoantigènes majeurs reconnus spécifiquement par le système immunitaire de l'hôte infecté et apparaissent comme de potentiels candidats vaccinaux (Mignon *et al.*, 2008). D'autres sont des agents immunomodulateurs intervenant sur les kératinocytes et les cellules de Langerhans (Vermout *et al.*, 2008).

I.3) Épidémiologie

I. 3. 1) Épidémiologie en élevage

Les causes favorisantes d'infection en élevage peuvent être dues à un regroupement de chats, comme lors d'exposition. Elles peuvent également être dues à du partage de matériel non désinfecté entre éleveurs, ou encore l'introduction d'un nouvel individu sans dépistage préalable lors de la mise en quarantaine. Les arthroconidies étant très résistantes dans l'environnement, l'éleveur ou des visiteurs peuvent les apporter, par exemple si un acheteur a visité d'autre chatteries.

La contamination se fait par voie cutanée, via les arthroconidies qui sont la forme infectante de ce champignon. Les sources de dermatophytes sont multiples : les animaux eux-mêmes porteurs de arthroconidies, qu'ils présentent des lésions (les malades symptomatiques) ou non (les asymptomatiques), mais aussi l'environnement. Les arthroconidies étant résistantes jusqu'à dix-huit mois dans l'environnement, celui ci est également une source de contamination : sol, cage de transport, instruments de toilettage... (Moriello, 1990). *Microsporum canis* a également été mis en évidence à partir de cultures de poussière et de filtre de chauffage.

La transmission se fait donc par voie horizontale directe (contact entre animaux), ou indirecte (matériel, environnement).

I. 3. 2) Épidémiologie en exposition

Il existe des facteurs de risque lors d'une exposition :

- Le stress (Laruelle, 2006)
- Le contrôle vétérinaire

En effet, celui ci est rapide et peut laisser passer des lésions de teigne, notamment dans le cas de chats à poils longs qui cacheraient les lésions (Laruelle, 2006; Quaife et Womar, 1982). Laruelle (2006) affirme de plus que les vétérinaires sont parfois indulgents lors du contrôle vétérinaire car les éleveurs peuvent venir de très loin pour participer aux expositions.

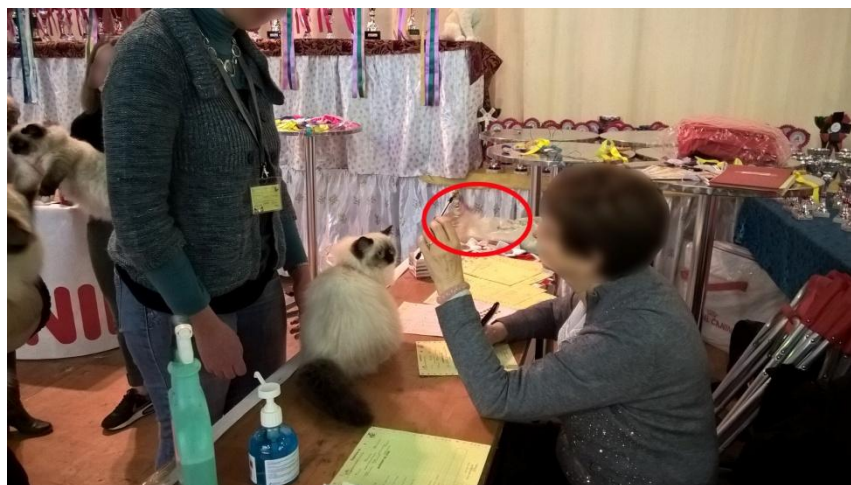
De plus, celui ci est inefficace contre le portage asymptomatique de dermatophytes et ne peut donc rien contre les chats porteurs mécaniques ou infectés asymptomatiques qui vont pouvoir ainsi pénétrer dans l'exposition.

Rappelons enfin l'heure très matinale du contrôle vétérinaire et son côté répétitif, qui peut engendrer des fautes d'inattention lors de l'examen du chat et ainsi laisser passer de petites lésions, surtout si le chat est à poils longs.

Les sources de contamination observées lors des expositions auxquelles j'ai assisté sont :

- Le matériel
 - Apporté par l'éleveur : cage de transport, gamelles, jouets et accessoires de toilettage
 - Présent à l'exposition :
 - Les tables des vétérinaires et des juges, nettoyées entre chaque chat, mais si elles sont usées (tables en bois par exemple) ou encombrées, ne peuvent être parfaitement désinfectées ;
 - Le matériel pour faire bouger le chat lors du jugement (figure 5) ;

Figure 5 : Photographie d'un jugement : le jouet pour faire bouger le chat est commun pour toutes les évaluations, sur table en bois encombrée et difficilement désinfectable



- Les tables communes aux éleveurs pour préparer leur chat présentées sur la figure 6 ;

Figure 6 : Photographie d'une table de toilettage utilisée par tous les éleveurs dont les cages l'entourent



- Les cages où les chats attendent leur jugement ou leur vente. Dans l'attente de leur jugement, les chats passent la journée dans des cages grillagées, collées les unes aux autres. Si les éleveurs ne les protègent pas, il peut facilement y avoir des contacts entre les chats de deux cages voisines. Les visiteurs peuvent également transporter des arthroconidies sur leurs mains en caressant les chats à travers les barreaux par ces cages grillagées, un exemple figure 7.

Figure 7 : Photo d'une cage grillagée, évitant le contact avec les chats voisins mais permettant le contact avec les visiteurs



- Les hommes

Les arthroconidies peuvent adhérer sur les blouses des vétérinaires, les vêtements des juges, les mains des visiteurs qui caressent les animaux. De plus, les éleveurs interrogés lors des expositions auxquelles j'ai participé rapportent que les juges ne respectent pas toujours les bonnes pratiques d'hygiène entre chaque animal (lavage des mains notamment).

- Les mauvaises pratiques

Les éleveurs qui s'échangent du matériel.

- L'environnement

Les poils volent lors du brossage des animaux et peuvent de ce fait contaminer l'environnement.

Quels sont les moyens de protection mis en place dans les expositions?

- Protection mécanique

Les couvertures sur les cages de transport, utilisées pour diminuer le stress de l'animal jusqu'à son installation dans sa cage, sont aussi de bonnes protections mécaniques contre les arthroconidies.

Les éleveurs protègent également souvent la cage d'exposition, où les chats patientent en attendant d'être examinés ou vendus, en l'entourant de film plastique. Certains éleveurs utilisent même des cages fermées, empêchant ainsi tout contact entre le chat et l'extérieur, comme présenté sur la figure 8.

Figure 8 : Photo d'une cage entièrement fermée ne permettant aucun contact avec l'extérieur



- Protection sanitaire

Le contrôle vétérinaire est la première protection sanitaire car il permet de détecter les chats porteurs symptomatiques.

Les tables du contrôle vétérinaire et des jugements sont désinfectées entre chaque chat. Comme l'illustre la figure 9, le juge a à sa disposition du gel hydro alcoolique pour les mains et un désinfectant pour la table. En revanche il ne porte pas de blouse et le chat suivant qui attend est placé par son propriétaire sur une table non désinfectée.

Figure 9 : Photo d'un jugement : bonnes et mauvaises pratiques



I.4) Signes cliniques

La période d'incubation est de dix jours en moyenne, et peut aller de huit à douze jours. La teigne chez le chat peut s'exprimer sous plusieurs formes.

I.4.1) La forme typique

La forme typique est caractérisée par une ou des dépilations circulaires d'évolution centrifuge allant de un à huit centimètres de diamètre. Des croûtes et des squames peuvent être présents au niveau de ces lésions (Carlotti, 1998; K. A. Moriello et DeBoer, 1995; Scott *et al*, 1995).

Les lésions sont plus courantes au niveau de la tête, du pavillon externe de l'oreille et des membres, illustré sur la figure 10 (Blakemore, 1974; Kaplan et Ivens, 1961).

Les poils de ces régions apparaissent souvent cassés et abîmés.

Figure 10 : Photo d'un chat Siamois atteint de *M. canis* au niveau du pavillon de l'oreille gauche et au dessus de l'œil gauche (Miller *et al.*, 2012)



La plupart du temps, la teigne ne provoque pas de démangeaisons. Le chat ne semble pas gêné et garde un bon état général.

L'hyperkératose folliculaire peut entraîner une ouverture exagérée du follicule pileux ou la formation de comédon. L'alopecie peut être sévère et étendue, avec peu de signes d'inflammation. Les chats ont occasionnellement des zones de folliculites caractérisées par de l'alopecie, de l'érythème, des squames, des croûtes, et des papules folliculaires (figure 11). Les signes et les symptômes sont très variés et dépendent de l'interaction hôte-dermatophyte.

Figure 11 : Photo de papulovésicules chez un chat teigneux (Miller *et al.*, 2012)



Toujours avec *M. canis*, un érythroderme étendu, exfoliatif et avec prurit peut occasionnellement survenir (*cf.* figure 12). Certains chats lèchent leurs lésions vigoureusement, sans doute dans le cas de prurit, et des lésions très érythémateuses, indurées et érodées peuvent apparaître sous 48h, qui ressemblent à des plaques éosinophiliques (DeBoer et Moriello, 1994). On peut également noter parfois des réactions de kérions, et des otites externes dues à *M. canis*.

Figure 12 : Photo d'un erythroderme exfoliatif généralisé chez un persan causé par *M. canis* (Miller *et al.*, 2012)



De manière générale, la nature du dermatophyte ne peut être déterminée par les signes cliniques.

I. 4. 2) Les formes sub-cliniques et asymptomatiques

Ces formes concernent les chats ne présentant que des lésions légères, voire une absence totale de lésion. Ce sont des animaux à risque car non traités et étant pourtant une source de contamination.

I. 4. 3) Les formes atypiques

Il existe également, plus rarement, des formes atypiques, telles que la teigne généralisée, l'onxyxis et le mycétome.

La dermatite miliaire, caractérisée par un prurit, une dermatite étendue et papulocroûteuse, est une manifestation atypique de la teigne, causée en général par *M. canis*. Une folliculite récurrente du menton, ressemblant à l'acné du chat ou à une dermatite de la face dorsale de la queue ressemblant à une hyperplasie de la glande supracaudale peut être présente (Carney et Moriello, 1993; Scott *et al.*, 1995).

L'onychomycose est rare (Scott et Miller, 1992), elle est en général causée par *M. canis* et se présente sous la forme d'un périonyxis asymétrique (un doigt, ou plusieurs doigts sur une patte) ou une onychodystrophie. Des éruptions de séborrhée généralisées peuvent être visibles, quand des squames sèches ou grasses sont proéminentes. C'est la plupart du temps dû à *M. canis*.

Les mycétomes ont été rapportés seulement chez les Persans, il consistent en un ou plusieurs nodules dermiques ou sous cutanés ulcérés. Ils se trouvent le plus souvent sur le dos ou la base de la queue. Ces chats peuvent en plus avoir des lésions plus typiques de la

teigne, ou au contraire ne rien présenter d'autre comme signe clinique que ces nodules (Medleau et Rakich, 1994; Medleau et Ristic, 1992).

I. 5) Diagnostic

Il est à la fois épidémiologique, clinique et expérimental. Le vétérinaire peut réaliser des examens complémentaires pour confirmer le diagnostic : Lumière de Wood, raclage cutané ou trichogramme. Néanmoins, seule la culture fongique des poils et des squames infectés permet d'établir un diagnostic de certitude. Une nouvelle technique de diagnostic par PCR se développe, nous nous intéresserons aux études et au test commercialisé proposé en France.

I. 5. 1) Lumière de Wood

La lumière de Wood est une lumière ultraviolette filtrée à travers un filtre de verre de cobalt ou de nickel avec un pic à 370 nm de longueur d'onde. Elle est utilisée pour rechercher la présence de poils infectés par une souche fluorescentes de *M. canis*, mais moins de 50 % de ses souches sont effectivement fluorescentes. Le test est positif lorsque les métabolites du champignon interagissent avec la lumière UV en donnant une vive lumière vert pomme (vert fluo) au poils infectés.

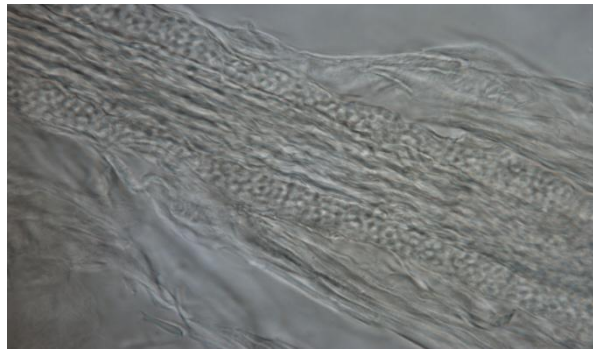
Cette méthode de diagnostic est pratique car immédiate. On peut trouver des faux négatifs car des shampoings ou des solutions peuvent détruire la fluorescence. A l'inverse, ils peuvent aussi la provoquer sans raison (absence de *M. canis*), de même que certaines infections bactériennes qui produisent une lumière blanchâtre pouvant être confondue avec le vert pomme pour les examinateurs non expérimentés. Des pommades (particulièrement celles contenant de la tétracycline) peuvent donner une fluorescence vert clair, des squames épidermiques une fluorescence bleutée, des zones de séborrhée une fluorescence jaune, et enfin du tissu ou des fils des fluorescences variées (Moriello, 2003b).

L'usage de la lumière de Wood est recommandé comme un moyen pour cibler les poils ou la zone qui subiront d'autres examens complémentaires si une fluorescence est mise en évidence. Ainsi, un examen microscopique des poils fluorescents pourra être réalisé. On pourra également réaliser une culture à partir des zones s'étant révélées positives. Moriello (1990) considère donc l'examen à la lumière de Wood comme une aide au diagnostic et non comme un diagnostic en soi.

I. 5. 2) Examen direct des poils : le raclage cutané et le trichogramme

Les poils sont prélevés par raclage cutané au niveau de la lésion, on peut également utiliser une pince hémostatique afin de prélever directement les poils abîmés s'il en reste, ou à défaut ceux situés à la périphérie de la lésion. Les poils épilés sont examinés au microscope comme sur la figure 13.

Figure 13 : Examen direct d'un poil teigneux infecté par *M. canis* : arthroconidies microscopiques agglomérées en manchon autour du poil altéré (obj. x100) (Laboratoire de parasitologie-mycologie de l'ENVA)



La présence d'arthroconidies à la surface du poil et d'hyphes à l'intérieur du poil (développement de type ectothrix) permet de diagnostiquer une infection dermatophytique. L'intérêt de cette méthode est sa fiabilité, et sa rapidité : quelques minutes, bien plus rapide qu'une mise en culture qui dure plusieurs jours voire semaines.

Son succès peut être augmenté par une utilisation préalable de la lumière de Wood pour cibler les zones ou même le poil à prélever si le test s'est révélé positif. Cependant, dans 25 à 30 % des cas, les poils fluorescents ne se révéleront pas positifs à l'examen direct de par la faible présence de d'arthroconidies (Moriello, 1990). Ils seront en revanche positifs lors de leur mise en culture.

Pour voir plus efficacement les spores et les hyphes, des agents peuvent être employés afin d'éliminer la kératine. Le choix de l'agent de purification des poils est crucial et peut augmenter de beaucoup la probabilité de trouver des spores. Les deux agents disponibles sont la potasse (KOH) (10 à 20 %) et le lactophénol (un mélange constitué de phénol liquide et d'acide lactique).

La potasse est facilement disponible mais a l'inconvénient de mettre trente minutes pour agir, et les artefacts sont nombreux. Le lactophénol offre un éclaircissement immédiat et sans artefact. L'importance de l'expérience du technicien est cruciale (Carlotti et Pin, 2011).

Le type de l'envahissement pileux oriente l'identification du dermatophyte, comme l'illustre le tableau 3, même si la culture mycologique reste nécessaire. Ainsi, la présence de petites arthroconidies réfringentes, disposées en gaine autour de poils altérés, de s'orienter vers un diagnostic de dermatophytose microscopique due à *M. canis*, ce qui est de loin le cas le plus fréquent (Carlotti et Pin, 2011).

Tableau 3 : Aspects des différents types d'envahissement pileaire, observés à l'examen direct des poils, lors de dermatophytose (Carlotti et Pin, 2011)

Envahissement pileaire	Aspect à l'examen direct
Type microsporique (<i>M. canis</i>)	Gaine continue de petites arthroconidies (2mm de diamètre) tassées les unes contre les autres, autour du poil : quelques filaments mycéliens difficiles à voir dans le poil
Type microïde (<i>T. mentagrophytes</i>)	Quelques filaments mycéliens, peu nombreux, à l'intérieur du poils : des chaînettes de arthroconidies (2 à 3 micromètres de diamètre) à sa surface
Type mégaspore (<i>M. gypseum</i>)	Ne diffère du type microïde que par le diamètre des arthroconidies qui est de 4 à 6 micromètres

I. 5. 3) Culture mycologique

C'est le test de référence (*gold standard*) pour mettre en évidence les dermatophytes.

Les poils sont prélevés à l'aide d'un carré de moquette stérile, qui va servir à l'ensemencement. Quaife et Womar (1982) émettent même l'idée que l'attraction électrostatique lors du brossage des poils longs attirerait les arthroconidies.

Le choix du milieu de culture et des méthodes de culture est crucial pour une bonne mise en évidence. La croissance fongique se fait en général sous 7 à 10 jours, pouvant aller jusqu'à 14 à 21 jours pour des chats asymptomatiques. On peut ensuite identifier le dermatophyte avec du bleu lactique (bleu coton et acide lactique), qui permet de colorer les conidies et les hyphes et de les observer au microscope optique.

Cette technique minimise les chances d'obtenir des faux négatifs à partir des poils des lésions, et augmente les chances d'identification des porteurs asymptomatiques (Moriello, 2003b). Néanmoins, la culture peut se révéler négative en présence d'interaction avec des topiques qui vont inhiber la croissance des dermatophytes, par exemple, en cas de traitement anti-fongique. Ceci peut donc être un problème dans le cas d'une culture réalisée pour un contrôle de traitement contre les dermatophytes (Cafarchia *et al.*, 2013).

Une explication détaillée de cette technique sera disponible dans la deuxième partie "matériel et méthodes" car c'est ce diagnostic qui a été choisi pour les expériences de cette thèse.

I. 5. 4) La PCR

Chez l'homme, la PCR en temps réel a été proposée en tant que nouvelle méthode de référence, en particulier pour le diagnostic de l'onychomycose, qui consiste en l'infection fongique de l'ongle (Gräser *et al.*, 2012). Elle consiste en une amplification d'un fragment du génome (la région ITS de l'ADN ribosomal du dermatophyte) et une détection par hybridation avec une sonde nucléotidique spécifique d'espèce.

La PCR en temps réel est la plus employée, plus rapide que la PCR conventionnelle, et avec moins de chance de contamination. Elle permet de déterminer la quantité de dermatophytes présents dans l'échantillon, contrairement à une culture où peuvent pousser plus ou moins de colonies.

La PCR nichée est aussi utilisée, utilisant des séries d'amorces successives pouvant être utilisées pour améliorer le rendement PCR de la séquence d'ADN cible (Newton et Graham, 1994). La PCR nichée est effectuée en 15 à 30 cycles avec une série d'amorces, puis en 15 à 30 cycles supplémentaires avec une deuxième série d'amorces, pour une région interne du premier produit ADN amplifié. Ainsi, le plus grand fragment produit lors des premiers cycles de la PCR est utilisé comme matrice pour la seconde PCR. La PCR nichée peut augmenter considérablement la sensibilité et la spécificité de l'amplification de l'ADN. La spécificité est particulièrement améliorée parce que cette technique élimine presque toujours tout faux produit d'amplification non spécifique. Cela est dû au fait qu'après la première PCR il est peu probable que les produits non spécifiques soient suffisamment complémentaires des amorces successives pour pouvoir servir de matrice pour une amplification supplémentaire, la séquence cible désirée étant dès lors amplifiée préférentiellement. Toutefois, le risque accru de contamination est un inconvénient de cette sensibilité extrême et l'exécution de ces PCR doit avoir lieu avec le plus grand soin, particulièrement en laboratoire diagnostique (Somma et Querci, n.d.).

Dans une autre étude, Cafarchia (2013) amplifie séparément des régions de l'ADN ribosomique (ITS-1, 5,8S et ITS-2) et le gène CHS-1, à l'aide d'amorces spécifiques. Ces régions ont été choisies pour leur spécificité d'espèces et les résultats sont comparés à des bases de données. Cafarchia a ainsi créé une combinaison de ces marqueurs pour mettre en évidence *M. canis*, *M. gypseum*, *T. terrestre* et *T. mentagrophytes*. L'étude comportait quatre-vingt-seize chats suspects de teigne, dont trente étaient soupçonnés asymptomatiques car leur propriétaire avait des lésions mais pas eux, et dix d'entre eux avaient été sous traitement antifongique dix jours avant le prélèvement. Les soixante autres chats avaient des lésions compatibles avec la teigne.

Avec une PCR conventionnelle, on remarque en se basant sur le gold standard qui est la culture mycologique, qu'on obtient une sensibilité de 62,5 % seulement, et une spécificité de 94,5 %. Cette étude a également été réalisée au même moment sur des chiens, qui obtiennent des scores autour de 95 % dans les deux cas. L'auteur explique que c'est sans doute dû à la quantité d'ADN inférieure sur les chats, par l'effet du toilettage.

Avec la méthode de la PCR nichée en revanche, on obtient de très bons résultats : une sensibilité de 94,9 % et une spécificité de 94,4 %. On obtient même des résultats positifs avec les chats ayant subi un traitement, qui étaient négatifs avec la culture mycologique. Cela peut être expliqué par plusieurs hypothèses : soit il s'agit de vrais positifs car la culture a été inhibée par le traitement anti-fongique ou bien n'était pas encore positive (les cultures étaient stoppées au quatorzième jour), soit il s'agit de faux positifs et la positivité est due à la présence de matériel fongique mort sur le pelage. Les résultats de l'étude sont illustrés dans le tableau 4 :

Tableau 4 : Nombre et le pourcentage (entre parenthèse) des prélèvements de chats (avec ou sans lésions) trouvés positifs pour un dermatophyte par culture mycologique, au microscope ou par PCR simple ou nichée (Cafarchia *et al.*, 2013)

Assay	Cats		Subtotal
	With lesions	Without lesions	
Culture	28/60 (46.6)	12/36 (33.3)	40/96 (41.7)
Microscopy	16/60 (26.6)	0/36 (0.0)	16/96 (16.6)
One step-PCR	18/60 (30.0)	10/36 (27.7)	28/96 (29.2)
Nested-PCR	26/60 (43.3)	14/36 (38.8)	40/96 (41.7)

Une autre étude chez l'homme (Bergman *et al.*, 2013) aboutit également à des résultats similaires, montrant qu'une RT-PCR permettait d'obtenir plus de résultats positifs qu'une méthode de culture conventionnelle (51 % vs. 39 %). De plus, le taux d'identification des espèces était plus élevé par la méthode de PCR (51 % vs. 37 %).

Les laboratoires IDEXX ont mis au point un test Dermatophyte RealPCR™ qui est un outil de diagnostic de la dermatophytose du chat et du chien (IDEXX, 2015).

En cas de lésions visibles, les prélèvements consistent en des poils suspects arrachés ou un raclage cutané réalisé en périphérie des lésions. En l'absence de lésions visibles, un brossage minutieux du pelage est effectué à l'aide d'une brosse à dents. Les prélèvements sont mis dans un tube stérile vide. Les résultats sont obtenus en deux à trois jours après réception de l'échantillon. Cette analyse détecte *Microsporum* spp. et *Trichophyton* spp. au moyen de tests de PCR en temps réel, avec une sensibilité supérieure à 95 % et une spécificité supérieure à 99 %. Chaque résultat positif pour *Microsporum* sp. est automatiquement suivi d'une recherche de *Microsporum canis* par PCR dans la mesure où cette espèce est responsable de 90 % des cas de dermatophytose chez le chien et le chat. Dans les cas où la recherche de *Microsporum* sp. est positive, mais que la PCR s'avère négative pour *Microsporum canis*, il est recommandé de poursuivre la démarche par une mise en culture. En effet, d'autres espèces de *Microsporum* peuvent être à l'origine de teigne. Une mise en culture est également recommandée par IDEXX lorsque le test est positif pour *Trichophyton* sp. de façon à identifier l'espèce responsable des lésions.

Un résultat positif au test Dermatophyte RealPCR indique que de l'ADN de *Microsporum* spp. (ou *M. canis* ou encore *T. spp.* selon le test réalisé) a été détecté dans l'échantillon analysé.

Chez un patient présentant des signes cliniques, ce résultat est en faveur de l'infection.

Chez un patient ne présentant pas de signes cliniques, il faut envisager le portage.

Un résultat négatif au test Dermatophyte RealPCRTM indique l'absence de détection d'ADN des champignons *Microsporum* spp. ou *Trichophyton* spp. dans les échantillons analysés. Un résultat faussement négatif peut être obtenu dans le cas où le nombre d'éléments fongiques présents dans l'échantillon est insuffisant (inférieur à la limite de détection de la méthode). Les causes possibles sont : diminution du nombre d'éléments fongiques suite à un traitement, portage chronique, ou la présence d'une souche atypique.

I. 5. 5) Diagnostic différentiel de la teigne

Le diagnostic différentiel de la teigne est vaste en raison de la variabilité des signes cliniques. La plupart des infections étant folliculaires, on peut commencer le diagnostic différentiel avec une folliculite à staphylocoque et une démodécie, la teigne ayant néanmoins une prévalence plus importante chez les chats. D'autres causes d'alopecie nummulaire de croûtes et d'inflammations variables sont le pemphigus foliacé et erythémateux (dermatose pustuleuse et croûteuse localisée sur la face, les oreilles, et les pattes), l'hypersensitivité aux piqures de puce, l'allergie alimentaire, la dermatite séborrhéique, et les folliculites à éosinophiles (Miller *et al.*, 2013, 2012).

I. 6) Prévention

I. 6. 1) Immunité

L'existence d'une protection immunitaire contre la teigne permettrait aux chats déjà mis en contact avec des dermatophytes, via des arthroconidies ou un vaccin, d'être immunisés lors des expositions.

Une étude sur l'immunité acquise de la teigne a été réalisée par Sparkes *et al.* (1996) afin d'étudier si effectivement une immunité se mettait en place pour cette maladie, et si elle était de type humorale ou cellulaire. Ainsi, sept chats ont été inoculés avec *M. canis*, dont cinq avaient été inoculés huit mois auparavant par *M. canis* également mais à un autre endroit du corps, afin de limiter l'influence de l'immunité locale. Les deux chats témoins ont développé les signes cliniques usuels de la teigne, tandis que deux seulement des cinq chats réinfectés ont développé une forme clinique normale, et plus inflammatoire qu'habituellement. Les trois autres présentaient uniquement des squames, pouvant être dus au rasage de la zone ou étant possiblement une manifestation d'une immunité cellulaire acquise, ceci ayant été observé dans des études sur le cochon d'inde (Tagami, 1985) et sur les bovins (Lepper et Anger, 1976). Tous les chats réinoculés ont présenté une immunité humorale (vérifiée par la mesure de la concentration plasmatique des IgG et IgM au début et 4 semaines plus tard) et cellulaire (mesure de la prolifération lymphocytaire au début et 4 semaines plus tard).

Bien que les dermatophytoses soient le plus souvent limitées aux couches superficielles de la peau, elles sont parfois très inflammatoires. Généralement, il existe une relation inverse entre le degré d'inflammation et la durée de l'infection : plus les lésions sont inflammatoires et moins elles persistent longtemps. Chez le chat, *M. canis* peut être responsable de lésions chroniques présentant peu d'inflammation. Au plan microscopique, outre une légère hyperkératose épidermique et folliculaire, on peut observer une accumulation de lymphocytes, de macrophages et de polymorphonucléaires neutrophiles (PMN) en périphérie du follicule pileux. La présence de folliculite est décrite par certains auteurs. Plusieurs mécanismes ont été proposés pour expliquer la présence de cellules inflammatoires au niveau lésionnel. Tout d'abord, les dermatophytes activent le

complément, aboutissant à la production de facteurs chimiotactiques (Swan *et al.*, 1983). De plus, en réponse à l'exposition à des extraits de dermatophytes, les kératinocytes produisent de l'interleukine 8, cytokine chimiotactique et activatrice des PMN (Koga *et al.*, 1996). Les macrophages et les PMN participent activement à la défense envers les agents de mycoses superficielles. Les PMN peuvent directement attaquer et détruire les microorganismes pathogènes via divers mécanismes incluant la production d'agents oxydants et d'enzymes (Thomas *et al.*, 1988). Les macrophages possèdent en plus la propriété de produire de l'oxyde nitrique qui inhibe la croissance fongique (Alspaugh et Granger, 1991).

Les dermatophytoses sont plus fréquentes et plus sévères chez les jeunes animaux et chez des individus ayant des déficiences au niveau de leur système immunitaire, ce qui suggère que le système immunitaire cutané joue un rôle important dans la défense de l'hôte envers ce type d'infection. Il met en jeu un réseau de cellules fixes (kératinocytes, cellules endothéliales microvasculaires) et mobiles (cellules de Langerhans, lymphocytes T épidermiques) interagissant directement ou par l'intermédiaire de cytokines (Wagner et Sohnle, 1995). Les antigènes étrangers entrant dans l'épiderme induiraient la production, par les kératinocytes, de cytokines attirant les cellules de l'inflammation (PMN et macrophages) (Stingl, 1993). Parallèlement, les cellules de Langerhans capteraient les antigènes, les exposeraient à leur surface en association avec les molécules du complexe majeur d'histocompatibilité de classe II, migreraient dans les tissus lymphoïdes locaux où elles pourraient interagir avec des lymphocytes T précurseurs, provoquant leur expansion clonale. Les lymphocytes T activés migreraient ensuite vers le derme et l'épiderme et engendreraient une réponse en cellules effectrices contre le dermatophyte.

I. 6. 2) Protection vaccinale

L'existence d'une immunité acquise, cellulaire et humorale, qui peut se développer chez des chats infectés par *M. canis*, et qui protège probablement contre une nouvelle infection, suggère qu'une immunoprophylaxie contre ce dermatophyte est un concept réaliste comme expliqué dans le paragraphe précédent (Sparkes *et al.*, 1996). C'est toutefois l'immunité cellulaire qui contribue à la guérison et des taux d'anticorps élevés ne s'accompagnent pas d'une résistance à l'infection (Moriello et DeBoer, 1995). La vaccination comme prévention et traitement de la dermatophytose à *M. canis* est un sujet d'actualité, et serait très utile dans le contexte des expositions.

Des essais anecdotiques réalisés dans les années 1970 sont signalés dans la littérature (Moriello et DeBoer, 1995). Chez les bovins, la vaccination à l'aide d'une souche atténuée de *T. verrucosum* s'est avérée efficace dans les pays de l'Est en Norvège (Lund *et al.*, 2014), et la teigne humaine causée par *T. verrucosum* est pratiquement inexistante. Ce vaccin a maintenant une AMM en France (Bovilis® Ringvac).

Les vaccins pour les bovins contiennent une souche atténuée vivante du champignon qui stimulent une réponse immune de type cellulaire conférant une protection de longue durée. Un test dermatologique à hypersensitivité retardée utilisant des antigènes de dermatophytes appropriés peut être utilisé pour tester la réponse immunitaire (Lund et Deboer, 2008).

Des vaccins à base de *M. canis* atténué ont été mis au point et expérimentés. Deux études contrôlées effectuées à l'université du Wisconsin avec un vaccin expérimental n'ont pas montré de protection efficace, alors même qu'une immunité cellulaire limitée et une immunité humorale via les IgG étaient induites (Deboer et Moriello, 1994).

Une étude ouverte tchèque montre que treize chats vaccinés avec un vaccin commercial inactivé appelé Micanfin® (Bioveta) guérissent d'une épreuve virulente en 28 jours alors que huit chats non vaccinés présentent encore des lésions et des cultures positives (Rybníkář et al., 1997). Ce vaccin ne serait commercialisé qu'en Tchéquie, Lituanie et Turquie.

Un vaccin inactivé commercial, le Fel-O-Vax MC-K® était disponible aux Etats-Unis depuis 1994 mais a été retiré du marché, des études ont montré qu'il n'avait aucun effet préventif ni curatif.

Un vaccin inactivé commercialisé par Boehringer Ingelheim, l'Insol Dermatophyton®, à base de diverses espèces de dermatophytes de genre *Microsporum* et *Trichophyton*, est disponible dans de nombreux pays d'Europe mais pas en France, pour les espèces féline, canine et équine. Son efficacité protectrice ou thérapeutique est inconnue en l'absence d'études pertinentes publiées.

Il est important de comprendre que l'utilisation de vaccins permettra peut être dans un avenir proche la prévention de l'apparition des signes cliniques ou la réduction significative de ceux-ci plutôt qu'une véritable prophylaxie médicale. L'identification des antigènes immunoprotecteurs fait actuellement l'objet de recherches qui pourraient contribuer au développement de vaccins efficaces contre la dermatophytose féline.

Les vaccins inactivés contre la teigne sont disponibles pour les bovins, chevaux, chiens et chats dans certains pays. Cependant, la littérature est peu fournie, rendant difficile de conclure sur l'efficacité et l'usage approprié de ces vaccins. Les vaccins actuels sont tous des vaccins de première génération. Des tentatives de préparer des vaccins en utilisant des facteurs de virulence tels que la kératinase, avec un succès limité jusqu'à présent. Les antigènes recherchés pour le vaccin doivent être capables de stimuler une forte réponse des LT auxiliaires à médiation cellulaire. Les recherches futures devraient se centrer sur une identification des principaux épitopes reconnus par les LT qui engendrent spécifiquement une réaction dermatologique à hypersensitivité retardée.

I. 6. 3) Prévention

Certaines études ont essayé de démontrer l'efficacité du lufénuron en tant que prévention, à administrer au chat avant de partir en exposition dans notre cas. Ces études n'ont pas été concluantes, ne permettant pas d'éviter l'infection une fois les arthroconidies appliquées au contact du pelage, ni même de réduire sa durée (Moriello et al., 2004).

L'expérience a été réalisée sur des chatons de sept à neuf semaines à New York répartis en

trois groupes avec des dosages différents, ajustés ou non sur le poids du chaton (dose minimale : 30 mg/kg et maximale : 133 mg/kg par voie orale). Ils ont reçu deux doses avant la contamination séparées d'un mois, puis une application d'arthroconidies sur la peau deux semaines après le deuxième traitement. Les dix-huit chats de l'expérience ont développé la teigne, avec des signes cliniques apparaissant après une à trois semaines.

Une autre étude (Wigniolle, 2004) a été effectuée sur le lufénuron sur des chattes gestantes infectées et leurs chatons, dans le but de prémunir les chatons contre la teigne. Aucun des chatons n'a pu être indemne de teigne malgré le traitement des mères de 60 à 118 mg/kg à J45, J75 et J105 de la saillie, et le traitement des chatons à 100 mg/kg à J75, J90, J105 et J120 après la naissance. A noter que la forte pression infectieuse dans l'élevage, entraînant un environnement hautement contaminé, a probablement joué un rôle dans la recontamination permanente des chatons.

I. 7) Conseils au retour d'exposition

I. 7. 1) Quarantaine

Pour éviter toute introduction de teigne au retour d'une exposition, il est recommandé de ne pas réintroduire les animaux ayant participé avant d'être certain qu'ils ne soient pas porteurs de dermatophytes. Une méthode simple et rapide peut être l'utilisation de la lumière de Wood *a minima*, mais comme nous l'avons vu précédemment, cette méthode ne marche que pour *M. canis*, et dans la moitié des cas seulement. Un moyen plus sûr est de réaliser une moquette pour culture mycologique voire d'en refaire une quinze jours après la première. Si les deux cultures sont négatives, alors la quarantaine peut se terminer. L'avancée des méthodes de détection par PCR pourrait considérablement réduire le temps d'attente à quelques jours seulement. Cependant, cette méthode peut requérir une quantité de spores importante afin d'être sensible, et n'est donc peut être pas aussi adaptée qu'une culture mycologique.

Néanmoins, si tous les animaux sont porteurs, il ne sont pas forcément infectés, et placés dans un environnement sain ils éliminent rapidement les arthroconidies de leur pelage (Jacques Guillot *et al.*, 2002).

Des précautions sont à prendre pendant l'usage de la pièce de quarantaine : changer de chaussons en entrant et en sortant de cette pièce, se laver les mains à chaque fois qu'on en sort, n'utiliser que des objets à usage unique (cartons, alèses jetables, etc.) ou lavables, nettoyer (aspirateur et eau de javel) au moins deux fois par semaine.

I. 7. 2) Mesures hygiéniques

I. 7. 2. 1) *Matériel*

Tout ce qui vient de l'exposition peut être contaminé : cage de transport, matériel de toilettage, voiture, habits du propriétaire... Il est donc recommandé de désinfecter ces éléments à la chlorhexidine 2 % ou à l'eau de javel diluée à 10 %. Le propriétaire devrait également changer de vêtements et de chaussures avant de pénétrer dans la chatterie (Moriello, 1990). La désinfection à la vapeur reste peu efficace car cela implique une eau extrêmement chaude dans le réservoir et cela ne peut durer longtemps, d'après des tests effectués pour une gamme d'appareils vapeur classiques ils restaient efficaces quinze minutes seulement (Moriello, 1990).

I. 7. 2. 2) *Traitement externe du chat*

On pourra également appliquer un traitement externe à tout chat au retour d'une exposition. Les deux azolés les plus utilisés chez le chat sont tous les deux fongicides. L'énilconazole est utilisé en solution diluée à 0,2 %, il faut l'appliquer en friction sur tout le corps. L'efficacité est rapide et il n'existe pas de pénétration cutanée. Le miconazole est utilisé sous forme de shampoing associé à la chlorexidine. Cette association permet d'être plus efficace que la chlorexidine seule et d'obtenir une guérison fongique plus rapide (Prélaud, 2011). *A minima* un brossage peut permettre d'éliminer des arthroconidies par action mécanique.

II) DEUXIÈME PARTIE : TRAVAIL PERSONNEL

Nous avons vu dans une première partie l'importance des expositions félines pour les éleveurs, qui leur permettent de faire confirmer leur animal reproducteur ou bien destiné à la vente. La teigne est une maladie présente en élevage, et pouvant par conséquent se retrouver en exposition. De plus, elle présente une forme asymptomatique qui peut favoriser son absence de détection lors des expositions. Elle se transmet par contact direct ou indirect, un chat sain participant à une exposition peut donc repartir porteur de spores de dermatophytes. Il peut par la suite développer la teigne ou non.

L'objectif de cette thèse était d'estimer s'il y a un risque mesurable de contamination des chats lors d'une exposition. En effet, un contact dans un laps de temps aussi court suffit-il à contaminer un chat sain? Les porteurs sains ont-ils assez d'arthroconidies sur eux pour pouvoir contaminer efficacement l'environnement puis un autre chat? Serons-nous capables de mettre en évidence cette contamination?

Il a été montré (Thomas *et al.*, 1989) que les porteurs asymptomatiques sont capables de transférer des arthroconidies à des chats normaux, qui deviennent porteurs asymptomatiques par la suite ou développent des signes cliniques. Nous avons donc une grande probabilité de trouver des chats arrivés sains à l'exposition, et repartant contaminés. De plus, les arthroconidies adhèrent fermement à la peau et peuvent commencer à germer dès six heures après le contact avec la peau (Miller *et al.*, 2012). Les prélèvements du retour ayant lieu à la fin de l'exposition, ils peuvent même avoir le temps de proliférer le temps de la journée, voire du weekend, d'exposition.

II.1) Matériel et méthodes

II. 1.1) Matériel

II. 1. 1. 1) Sélection des participants

L'objectif est d'estimer la contamination des chats sains par des dermatophytes lors d'une exposition. Il a donc fallu tester les chats à l'arrivée dans l'exposition, ainsi qu'au retour dans les élevages.

Pour cela, nous avons tout d'abord sollicité l'accord des éleveurs pour participer à l'expérience.

Afin de réaliser des prélèvements "avant" et "après" exposition, il nous fallait réaliser les prélèvements "avant" au tout début de l'exposition, c'est à dire avant que le chat n'ait eu aucun contact avec l'environnement ou des individus. L'idéal était donc de faire le prélèvement avant même le contrôle vétérinaire.

Pour cela, les éleveurs se voyaient proposer de participer à la thèse dans la file d'attente du contrôle vétérinaire. L'objectif de l'étude leur était expliqué, ainsi que la méthode de prélèvement, le fait qu'ils devraient faire le prélèvement "après" de retour chez eux, et enfin le financement intégralement pris en charge par le laboratoire de parasitologie de l'ENVA.

Tous les éleveurs pouvaient prétendre à participer à l'étude, à condition qu'elle ne porte pas sur les chats qu'ils avaient l'intention de vendre au cours de l'exposition, ce qui empêcherait la réalisation du prélèvement "après". De plus, l'enveloppe fournie pour le retour des prélèvements n'étant affranchie que pour la France, les participants ne résidant pas en France étaient exclus de l'étude.

II. 1. 1. 2) Choix du nombre de sujets

L'étude a été réalisée en prélevant 135 chats lors de cinq expositions en région parisienne et en province, entre octobre 2013 et janvier 2016. Les chats de chacune de ces expositions venaient de différentes régions de France, certains éleveurs n'hésitant pas à traverser la France pour une exposition. Tous les chats étaient des chats de race, âgés de 3 mois à 9 ans. Ils étaient à poils longs, mi-longs ou courts.

Le choix du nombre de chats dans l'échantillon a été réalisé à partir d'un tableau d'épidémiologie (Tomas *et al.*, 2010). D'après la littérature et notamment les pourcentages de présence de portage de teigne en exposition (Quaife et Womar, 1982), je me suis basée sur une contamination possible de 10 % des chats participant à une exposition. J'ai fixé comme intervalle de confiance 10, c'est-à-dire qu'avec un risque d'erreur α de 5 %, nous cherchions à prouver que la contamination était comprise entre $10 \% \pm 5 \%$, soit entre 5 et 15 %. Il fallait également déterminer la précision relative pour déterminer notre nombre de sujets. A noter que plus le nombre quantifiant la précision relative est élevé, plus la précision est faible.

Soit Pr la précision relative, Pa la précision absolue, p la prévalence estimée et IC l'intervalle de confiance, d'après Tomas (2010) nous avons les relations suivantes :

$$Pr = Pa / p = IC / 2 p = 10 / (2 \times 10) = 0,50$$

Finalement, en partant du principe que notre prélèvement serait inférieur à 10 % de la population totale (soit l'ensemble des chats participant à une exposition en France) et en utilisant les bases de données, nous sommes parvenus à un minimum de 140 chats à inclure dans l'étude.

II. 1. 2) Méthodes

II. 1. 2. 1) Moment du prélèvement

- Pour le prélèvement "avant exposition" :

Les chats étaient prélevés avant tout contact dès leur arrivée à l'exposition. Ils passaient ensuite le contrôle vétérinaire et étaient installés dans des box en attendant le jugement.

- Pour le prélèvement "après exposition" :

Les propriétaires ont reçu pour consigne de réaliser le prélèvement directement de retour chez eux, avant tout brossage ou shampoing.

En effet, les participants pouvant rester quelques heures seulement (le temps que leur chat ait passé son jugement) ou bien un week-end entier, il m'était impossible de rester postée à la sortie de l'exposition afin de faire sur place le prélèvement "après". Il a donc été décidé que ce seraient les éleveurs eux-mêmes qui réaliseraient le prélèvement de retour chez eux.

II. 1. 2. 2) Réalisation du prélèvement

Sur table préalablement désinfectée, le chat sorti de sa cage était frotté avec un carré de moquette stérile, dans le sens du poil et à rebrousse poil sur tout le corps pendant environ trente secondes.

Une moquette et une paire de gants étaient utilisées par chat.

Nous fournissions ensuite aux propriétaires un kit afin qu'ils puissent nous renvoyer le prélèvement réalisé de retour chez eux, directement en rentrant d'exposition, avant tout brossage ou shampoing. Le kit était constitué d'un carré de moquette stérile enveloppé dans du papier d'aluminium, d'un sachet plastique scellable pour mettre le prélèvement réalisé et d'une feuille de coordonnées (annexe 3) : propriétaire, animal, vétérinaire traitant, historique dermatologique de l'élevage, ainsi que d'un guide pour aider les propriétaires à réaliser le prélèvement (annexe 4).

II. 1. 2. 3) Mise en culture du prélèvement au laboratoire de parasitologie de l'ENVA

II. 1. 2. 3. 1) Préparation du milieu de SCA (Sabouraud Chloramphénicol Actidione)

La liste des composés ainsi que la préparation du milieu SCA est disponible en annexe 1.

Le chloramphénicol inhibe la croissance de la plupart des espèces bactériennes. L'actidione inhibe la croissance de nombreuses espèces de champignons saprophytiques, mais également ceux de certaines levures (*Candida tropicalis*, *Candida glabrata*, *Cryptococcus neoformans*) et certains *Aspergillus* et *Fusarium*. Elle n'inhibe pas la croissance de *Malassezia pachydermatis* et des *Cryptococcus neoformans*, ces levures donnant elles aussi des colonies en forme étoilée.

II. 1. 2. 3. 2) Ensemencement

Il faut se munir d'une blouse de gants et faire l'ensemble de l'ensemencement dans un Poste de Sécurité Microbiologique (PSM de classe II), poste permettant de travailler dans une enceinte stérile (air filtré).

On ouvre le sachet plastique contenant la fiche propriétaire et le carré de moquette. Le numéro d'identification de la fiche est reporté sur l'aluminium de la moquette ainsi que sur la boîte de Petri à utiliser pour semer. La date du jour est noté sur la boîte.

On déballe la moquette sans la toucher. On la prend par les bords et le dessous. On l'applique sur la gélose en tapotant pour bien imprimer la moquette, en prenant garde de ne pas toucher la gélose ni le dessus de la moquette avec les gants. Pendant cette opération, le couvercle de la boîte de pétri est ouvert mais tenu à proximité.

On referme la boîte de Petri et on la positionne à l'envers. On renferme la moquette dans l'aluminium, puis la met dans le gant droit. Celui ci est jeté dans un bac à DASRI (Déchets d'activités de soins à risques infectieux), et le gant gauche peut être gardé si l'on n'a pas touché la moquette avec.

II. 1. 2. 3. 3) Mise en culture

La boîte de pétri est mise à l'envers (gélose au dessus) dans une étuve à 27°C pendant deux semaines. Les premières colonies peuvent apparaître aux alentours de 4 à 5 jours. Un repiquage peut être nécessaire pour s'assurer de l'absence de contaminants.

II. 1. 2. 3. 4) lecture et envoi des résultats

Les lectures des cultures ont été effectuées par le personnel du laboratoire deux semaines après l'ensemencement. Les colonies de champignons sont observées macroscopiquement et pour confirmer microscopiquement. Le nombre de colonies de dermatophyte est estimé. Les résultats ont été envoyés aux éleveurs ayant participé ainsi que leur vétérinaire traitant.

II. 2) Résultats

Lors de la première exposition, vingt chats ont été testés avant et après l'exposition. Tous ont été négatifs, exceptés deux chats Bengal mâle et femelle de trois mois, issus de la même portée et vivant dans le même élevage, qui ont été trouvés positifs à *M. canis* (nombreuses colonies pour le mâle, trois pour la femelle) avant et après l'exposition. Malgré la présence de teigne, aucun chat n'a été contaminé lors de l'exposition.

Lors de la deuxième exposition, vingt-deux chats ont été testés, et aucun résultat positif de dermatophyte n'a été trouvé, avant ou après l'exposition.

Lors de la troisième exposition, trente-et-un chats ont été testés. Un chat mâle Norvégien de deux ans a été trouvé porteur d'une colonie de *M. canis* avant l'exposition, mais négatif à la sortie de l'exposition.

Lors de la quatrième exposition, vingt-six chats ont été testés. Un chat Persan mâle d'un an et demi a été trouvé positif à *M. canis* avant l'exposition (4 colonies) et après (3 colonies). La propriétaire une fois mise au courant des résultats a précisé qu'elle avait eu une lésion de teigne au niveau du poignet, mais que les dix chats de son élevage, y compris celui trouvé positif à l'exposition, restaient asymptomatiques. Là encore, malgré la présence de teigne, aucun des vingt-cinq autres chats testés n'a été contaminé au cours de l'exposition.

Lors de la cinquième exposition, trente-six chats ont été testés. Un chat American curl longhaired femelle de 2 ans et demi a été retrouvée positive à *M. canis* avant et après l'exposition, avec de nombreuses colonies (figures 14, 15 et 16). La propriétaire mise au courant des résultats était très surprise car aucun des quinze chats de son élevage ne présente de signes de teigne, ni aucun membre de la famille en contact avec eux. Un chat Bengal femelle de 5 mois a été retrouvée positive avant l'entrée de l'exposition (une colonie de *M. canis*), mais négative au retour d'exposition.

Plusieurs chats ont été trouvés comme porteurs de *Malassezia pachydermatis* : un chat Sphynx femelle de 2 ans (nombreuses colonies avant et après exposition, figure 17), et deux Persans venant du même élevage, deux mâles de 8 mois et cinq ans (le premier avec de nombreuses colonies avant et dix après, le deuxième était négatif avant l'entrée de l'exposition et comportait sept colonies après, figures 18 et 19).

En conclusion, nous avons obtenu une prévalence de portage asymptomatique de
$$\frac{(2 \text{ chats (expo 1)} + 1 \text{ chat (expo 3)} + 1 \text{ chat (expo 5)})}{135 \text{ chats testés}} = 3,0 \%$$

Ne sont pas comptabilisés les deux chats ayant eu une seule colonie de *M. canis* avant, et pas de dermatophytes après exposition.

La prévalence de portage mécanique après exposition d'un chat arrivé sain est de 0 / 131 soit 0 %.

L'ensemble des résultats des cinq expositions se trouve en annexe 5.

Figure 14: Photo de la culture du chat American curl avant l'exposition n°5 : nombreuses colonies de *M. canis*

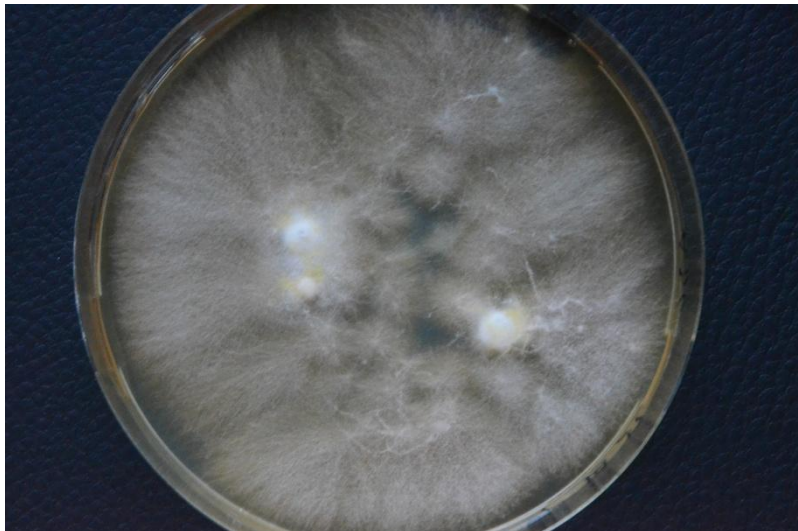


Figure 15 : Photo du verso de la culture du chat American curl avant l'exposition n°5 : nombreuses colonies de *M. canis*

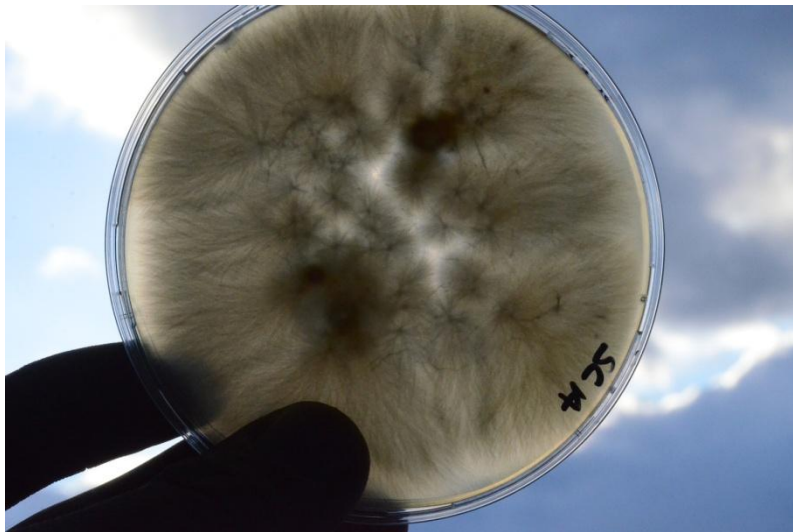


Figure 16 : Photo de la culture du chat American curl après l'exposition n°5 : nombreuses colonies de *M. canis* (avec des contaminants au centre)

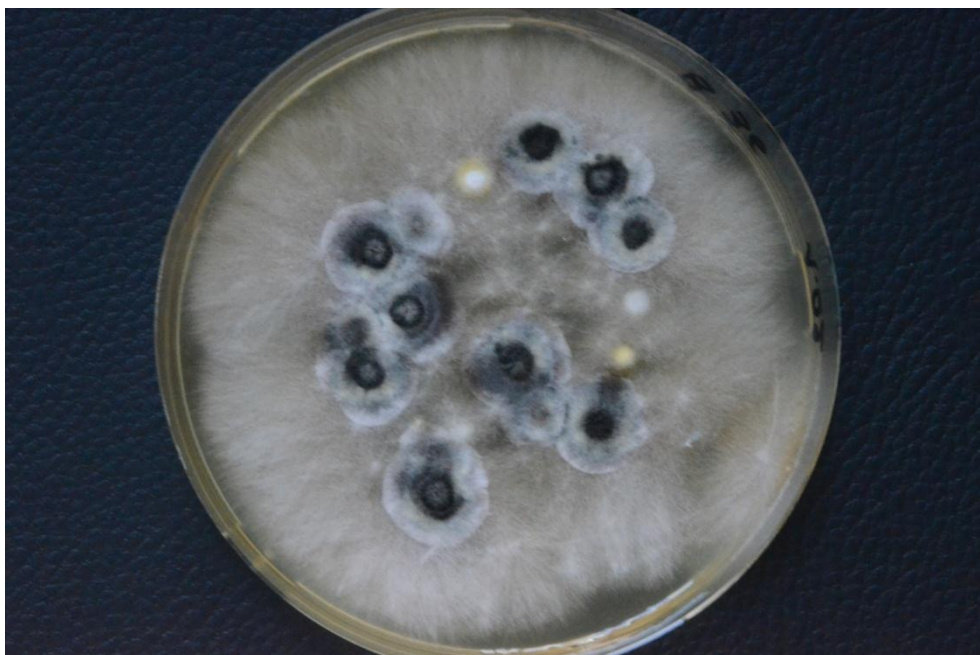


Figure 17 : Photo de la culture du chat Sphynx de 2 ans après l'exposition n°5 : nombreuses colonies de *M. pachydermatis* de petite et grande tailles



Figure 18 : Photo de la culture du chat Persan de 8 mois après l'exposition numéro 5 : dix colonies de *Malassezia pachydermatis* (petites colonies beiges)



Figure 19 : Photo de la culture du chat Persan de 5 ans après l'exposition n°5 : 7 colonies *M. pachydermatis*



II. 3) Discussion

II. 3. 1) Interprétation des colonies de dermatophytes

Nous n'avons pas considéré qu'une colonie unique de *M. canis* constitue un portage, cela peut être dû à une contamination lors de la mise en culture, ou alors au tout début de l'exposition. Un chat porteur sain aurait très probablement plus de colonies. De plus, aucune colonie n'a poussé à partir de la moquette réalisée au retour d'exposition sur ce même chat. Cela va donc dans le sens d'une contamination ou d'un portage très léger, que le propriétaire n'aurait pas su mettre en évidence via son prélèvement, pouvant être rapide et incomplet, n'étant pas passé sur l'endroit précis où était une arthroconidie de dermatophyte.

Plusieurs colonies de *M. canis* (trois, quatre ou "nombreuses" dans nos résultats) sont la preuve d'un réel portage par le chat, cependant on ne peut pas conclure sur le statut porteur mécanique ou infecté du chat.

II. 3. 2) Prévalence de portage mécanique à la sortie d'exposition chez des chats arrivés sains

Nous avons obtenu une contamination nulle, loin de celle estimée par la littérature, qui affirme que les expositions sont un facteur de risque majeur de contamination d'un élevage par la teigne.

Même dans les expositions où l'on trouve effectivement des chats porteurs de teigne à l'arrivée (exposition 1, 4 et 5), on remarque que ces chats ne parviennent pas à contaminer leurs congénères. Ceci peut être expliqué par les précautions mises en place par les éleveurs.

On peut également noter que les précautions lors de nos prélèvements sont fiables : des chats porteurs de dermatophytes sont passés sur notre table et n'ont pas contaminés les sujets sains.

Nous pourrions nuancer ces résultats par des biais de mesure. En effet, ces prélèvements ont été réalisés par les propriétaires eux-mêmes, et il nous était donc impossible de vérifier la qualité du prélèvement. Il est possible que les propriétaires n'aient pas frotté le carré de moquette sur tout le chat, ou bien pas assez longtemps, et ainsi manqué de mettre en évidence la zone du pelage contaminée lors de l'exposition.

Deuxièmement, peut être que la quantité de spores effectivement déposée sur le chat n'est pas suffisante pour être mise en évidence, puisque la contamination, si elle a lieu en exposition, ne peut que se faire par contamination indirecte, et qu'il est donc plus difficile pour un chat d'être contaminé via l'environnement que de manière directe (Mignon, 2008). Nous n'avons peut être tout simplement pas atteint la dose infectante requise pour une contamination. Il faut en outre plusieurs heures au minimum pour que les spores se mettent à germer et à se multiplier, et cela suppose que le chat soit passé du statut de simple porteur mécanique à infecté (mais encore asymptomatique), ce qui n'est pas automatique mais dépend de sa sensibilité aux dermatophytes. Ainsi, peut être que des chats trouvés négatifs le soir de l'exposition deviendront infectés et donc positifs par la suite, dans les jours qui suivent.

La taille d'échantillonnage peut également être à revoir. En effet, nous nous étions basés sur une contamination comprise de $10 \% \pm 5 \%$. Or, avec le nombre de sujets ayant participé, nous avons 95 % de chance de mettre en évidence une contamination dans cet intervalle. Or, en diminuant la prévalence recherchée à 2 % par exemple et en choisissant un intervalle de confiance de $\pm 1 \%$, on cherche à mettre en évidence une prévalence comprise entre 1 et 3 %. En reprenant le raisonnement vu précédemment pour le choix du nombre de sujets, on obtient une précision relative de 50 %, ce qui nous donnerait un nombre de sujets d'au moins 750 chats à prélever.

Nous pouvons également noter l'attention que les éleveurs portent aux mesures de protection, qui joue un rôle important dans la prévention de la contamination de la teigne. Ainsi, deux chats venant d'élevages différents n'ont aucune chance de se retrouver en contact direct : leurs cages d'exposition sont en plastiques, ou bien les barreaux recouverts de tissus ou de film étirable. Ces mesures forment également une protection contre les visiteurs qui ne peuvent plus caresser les chats et diffuser les arthroconidies de cage en cage.

De même, toutes les mesures d'hygiène prises lors de l'exposition se révèlent très certainement payantes : utilisation de gel hydro alcoolique, désinfection des surfaces.

Pour finir, les de mes discussions avec les éleveurs lors des expositions, j'ai recueilli de nombreux témoignages d'éleveurs ayant déjà ramenés la teigne dans leur élevage après la participation à une exposition. Néanmoins, ces faits dataient dans tous les cas de plusieurs

années, et j'ai eu en revanche des remarques d'éleveurs me disant que la teigne était devenue rare en élevage.

II. 3. 3) Prévalence de porteurs asymptomatiques de dermatophytes

On remarque que la présence de porteurs asymptomatiques en exposition obtenue (4 cas sur 135 soit 3,0 %) est très inférieure à celle décrite dans la littérature, d'environ 10 % selon Quaife et Womar (1982). Cependant, cette étude étant assez ancienne et ne se passant pas en France, il n'est peut être pas si surprenant de ne pas trouver les mêmes résultats.

On pourrait en outre penser à un biais de sélection, la participation à l'étude étant facultative. En effet, nous avons vu précédemment que si un élevage est touché par la teigne, tous les chats sont porteurs de dermatophytes mais pas nécessairement symptomatiques. Ainsi un éleveur pourrait faire participer son chat asymptomatique car il peut passer le contrôle vétérinaire, et par conséquent avoir refusé de participer à notre étude (un certain nombre d'éleveurs ayant refusé sans se justifier). Le nombre de chats teigneux asymptomatiques serait donc sous estimé. Cependant, participer à une exposition en sachant que les animaux sont porteurs de teigne, même asymptomatique, est assez risqué car la réputation est très importante pour un éleveur. De plus, à chaque exposition, des éleveurs ayant un historique de teigne, parfois assez récent (quelques mois) ont tout de même accepté de participer à l'étude.

De part cette méthode d'échantillonnage, il est difficile de pouvoir étendre la prévalence de portage asymptomatique obtenue dans cette étude à l'ensemble de la population des chats domestiques de toutes races participant à des expositions en France.

II. 3. 4) Teigne et longueur des poils

Ici, vu le faible nombre de sujets porteurs d'arthroconidies de dermatophyte, il est difficile d'affirmer ou d'infirmer l'hypothèse que les chats à poils longs auraient plus la teigne. Nous avons obtenu autant de porteurs asymptomatiques à poils courts (deux Bengals) qu'à poils longs (un Persan et un American curl long haired).

II. 3. 5) *Malassezia pachydermatis*

Comme expliqué précédemment au paragraphe II. 2. 3. 2. le milieu de culture utilisé permet la culture de *M. pachydermatis*, ce qui explique que l'on ait retrouvé cette espèce fongique lors de la dernière expositions sur trois chats.

Pour le Sphynx, il s'agit d'une dermatose spécifique de cette race, la dermatite séborrhéique à *Malassezia*. On constate un état kérato-séborrhéique à relier avec l'absence de pelage qui nuit au bon écoulement des glandes sébacées. Les glandes sébacées sont normalement développées et actives mais leur production ne peut pas se répartir sur les tiges de poils et aurait tendance à s'accumuler à la surface de la peau. Chez le Rex Devon ou le Sphynx, les états kérato-séborrhéiques ne sont pas toujours associés à du prurit, néanmoins le

microenvironnement cutané favorise la multiplication des levures du genre *Malassezia* (Bourdeau, 1992; Laruelle, 2001).

Pour les deux Persans, il existe des formes héréditaires de séborrhée grasse. De plus, il existe une forme localisée de l'état kératoséborrhéique, localisée exclusivement à la face : la dermatite idiopathique faciale (Hunt, 2009).

CONCLUSION

Le portage mécanique de dermatophytes au retour d'exposition féline n'a pu être mis en évidence dans notre étude, car il n'a été retrouvé chez aucun des chats participants.

La prévalence très faible du portage asymptomatique en exposition, ainsi que les mesures de biosécurité appliquées seraient deux explications.

Nous pouvons donc conclure que le risque de contamination de dermatophytes semble peu élevé, tout en continuant de promouvoir les bonnes pratiques en exposition qui prémuniraient les contaminations.

BIBLIOGRAPHIE

- Alspaugh, J.A., Granger, D.L., 1991. Inhibition of *Cryptococcus neoformans* replication by nitrogen oxides supports the role of these molecules as effectors of macrophage-mediated cytostasis. *Infect. Immun.* 59, 2291–2296.
- Baxter, M., 1973. Ringworm due to *Microsporum canis* in cats et dogs in New Zealand. *N Z Vet J* 21, 33–37.
- Bergman, A., Heimer, D., Kondori, N., Enroth, H., 2013. Fast et specific dermatophyte detection by automated DNA extraction et real-time PCR. *Clin. Microbiol. Infect.* 19, E205-211.
- Blakemore, J., 1974. Dermatomycosis, in: *Kirk's Current Veterinary Therapy V.* p. 422.
- Bourdeau, P., 1992. Rappels sur la structure et la physiologie cutanée : particularités de l'espèce féline, in: *Société Française de Félinotechnie, Peau et Fourrure Du Chat, Soins, Hygiène, Diagnostic et Prévention Des Principales Affections À Tropisme Cutané.* pp. 1–12.
- Brouta, F., Descamps, F., Losson, B., Mignon, B., 2000. Données récentes sur la pathogenèse de l'infection à *Microsporum canis* chez les carnivores domestiques.
- Brouta, F., Descamps, F., Monod, M., Vermout, S., Losson, B., Mignon, B., 2002. Secreted metalloprotease gene family of *Microsporum canis*. *Infect. Immun.* 70, 5676–5683.
- Cabañes, F.J., Abarca, M.L., Bragulat, M.R., 1997. Dermatophytes isolated from domestic animals in Barcelona, Spain. *Mycopathologia* 137, 107–113.
- Cafarchia, C., Gasser, R.B., Figueredo, L.A., Weigl, S., Danesi, P., Capelli, G., Otranto, D., 2013. An improved molecular diagnostic assay for canine et feline dermatophytosis. *Med. Mycol.* 51, 136–143.
- Carlotti, D., 1998. Carlotti DN : Traitement des teignes chez le chat. *Point Vét* 29:681, 1998.
- Carlotti, D.-N., 2008. Le traitement des dermatophytoses du chien et du chat. *Gestion de la teigne en chatterie. Pratique Médicale et Chirurgicale de l'Animal de Compagnie* 43, 1–13.
- Carlotti, D.-N., Pin, D., 2011. *Diagnostic dermatologique: Approche clinique et examens immédiats*, 2nd ed. Elsevier Masson.
- Carney, H.C., Moriello, K.A., 1993. Dermatophytosis : Cattery management plan, in: *Current Veterinary Dermatology. The Science et Art of Therapy.*, Mosby-Year Book, St. Louis. pp. 34–43.
- Chermette, R., Boussiéras, 1993. *Parasitologie Vétérinaire : Mycologie - Abrégé de Parasitologie Vétérinaire - Fascicule V : Mycologie vétérinaire.* Service De Parasitologie - Ecole Nationale Vétérinaire - Maisons Alfort.
- DeBoer, D.J., Moriello, K.A., 1994. Development of an experimental model of *Microsporum canis* infection in cats. *Vet. Microbiol.* 42, 289–295.
- Deboer, D.J., Moriello, K.A., 1994. The Immune Response to *Microsporum canis* Induced by a Fungal Cell Wall Vaccine*. *Veterinary Dermatology* 5, 47–55.
- Descamps, F., Brouta, F., Monod, M., Zaugg, C., Baar, D., Losson, B., Mignon, B., 2002. Isolation of a *Microsporum canis* gene family encoding three subtilisin-like proteases expressed in vivo. *J. Invest. Dermatol.* 119, 830–835.
- Gräser, Y., Czaika, V., Ohst, T., 2012. Diagnostic PCR of dermatophytes--an overview. *J Dtsch Dermatol Ges* 10, 721–726.

- Hnilica, K.A., 2010. *Small Animal Dermatology: A Color Atlas et Therapeutic Guide*, 3rd ed. Saunders, St. Louis, Mo.
- Hunt, J., 2009. Clinical Snapshot: Case presentation. *Comp. Cont. Educ. Vet.*
- IDEXX, 2015. Dermatophyte real PCR. <http://www.idexx.ch/pdf/fr/dermatophyte-realpcr.pdf>.
- Jacques Guillot, Malandain, E., Chermette, R., 2002. Stratégies de lutte contre la teigne en élevage félin. *Le Nouveau Praticien Vétérinaire* 8, 43–48.
- Kaplan, W., Ivens, M.S., 1961. Observations on the seasonal variations in incidence of ringworm in dogs et cats in the United States. *Sabouraudia* 1, 91–102.
- Koga, T., Ishizaki, H., Matsumoto, T., Toshitani, S., 1996. Enhanced release of interleukin-8 from human epidermal keratinocytes in response to stimulation with trichophytin in vitro. *Acta Derm. Venereol.* 76, 399–400.
- Kuchly, E., 1991. Contribution à l'étude de l'épidémiologie des teignes du chat (Thèse de doctorat vétérinaire). École nationale vétérinaire d'Alfort, Créteil.
- Laruelle, C., 2006. La teigne en élevage félin : fatalité ou faute d'hygiène? Presented at the Les fautes d'hygiène et leurs conséquences en élevage félin, ENVA.
- Laruelle, C., 2001. Particularités raciales en dermatologie féline. *Pratique Médicale et Chirurgicale de l'Animal de Compagnie* 197–205.
- Lepper, A.D.W., Anger, H.S., 1976. Experimental bovine *Trichophyton verrucosum* infection. Comparison of the rate of epidermal cell proliferation et keratinisation in non-infected et re-inoculated cattle. *Research in Veterinary Science* 117–121.
- Lewis, D.T., Foil, C.S., Hosgood, G., 1991. Epidemiology et Clinical Features of Dermatophytosis in Dogs et Cats at Louisiana State University: 1981–1990. *Veterinary Dermatology* 2, 53–58.
- Liu, T., Zhang, Q., Wang, L., Yu, L., Leng, W., Yang, J., Chen, L., Peng, J., Ma, L., Dong, J., Xu, X., Xue, Y., Zhu, Y., Zhang, W., Yang, L., Li, W., Sun, L., Wan, Z., Ding, G., Yu, F., Tu, K., Qian, Z., Li, R., Shen, Y., Li, Y., Jin, Q., 2007. The use of global transcriptional analysis to reveal the biological et cellular events involved in distinct development phases of *Trichophyton rubrum* conidial germination. *BMC Genomics* 8, 100.
- LOOF - Missions [WWW Document], n.d. URL <http://www.loof.asso.fr/loof/missions.php> (accessed 6.1.16).
- Lund, A., Bratberg, A.M., Næss, B., Gudding, R., 2014. Control of bovine ringworm by vaccination in Norway. *Vet. Immunol. Immunopathol.* 158, 37–45.
- Lund, A., Deboer, D.J., 2008. Immunoprophylaxis of dermatophytosis in animals. *Mycopathologia* 166, 407–424.
- Malandain, E., Guillot, J., Chermette, R., 2002a. Épidémiologie de la teigne en élevage félin. *Le Nouveau Praticien Vétérinaire* 2, 47–51.
- Malandain, E., Guillot, J., Chermette, R., 2002b. Étude de cas dans trois élevages félines atteints de teigne. *Le Nouveau Praticien Vétérinaire canine-féline* 2, 50–51.
- Medleau, L., Rakich, P.M., 1994. *Microsporum canis* pseudomycetomas in a cat. *American Animal Hospital Association (USA)*.
- Medleau, L., Ristic, Z., 1992. Diagnosing dermatophytosis in dogs et cats. *Veterinary medicine (USA)*.
- Mignon, B., 2008. Nouvelles données sur la teigne chez le chien et le chat. *Le Nouveau Praticien Vétérinaire*.
- Mignon, B., Tabart, J., Baldo, A., Mathy, A., Losson, B., Vermout, S., 2008. Immunization et dermatophytes. *Curr. Opin. Infect. Dis.* 21, 134–140.

- Miller, W.H., Griffin, C.E., Campbell, K.L., 2013. *Muller et Kirk's Small Animal Dermatology*. Elsevier Health Sciences.
- Miller, W.H.J., Griffin, C.E., Campbell, K.L., 2012. *Muller et Kirk's Small Animal Dermatology*, Édition : 7. ed. Saunders, St. Louis, Mo.
- Morganti, L., Batelli, M., Bianchedi, F., 1976. Dermatofiti isolati dall'uomo, dal cane e dal gatto nella città de Roma. *Nuova Ann. Ig. Microbiol.* 239–245.
- Moriello, K.A., 2003a. Important factors in the pathogenesis of feline dermatophytosis. *Veterinary medicine (USA)* 845–855.
- Moriello, K.A., 2003b. Practical diagnostic testing for dermatophytosis in cats. *Veterinary medicine (USA)* 859–874.
- Moriello, K.A., 1990. Management of dermatophyte infections in catteries et multiple-cat households. *Vet. Clin. North Am. Small Anim. Pract.* 20, 1457–1474.
- Moriello, K.A., DeBoer, 1995. Clinical update on feline dermatophytosis -Part I. *Compend. Cont. Educ. Pract. Vet.* 1197–1203.
- Moriello, K.A., DeBoer, D.J., 1995. Feline Dermatophytosis: Recent Advances et Recommendations for Therapy. *Veterinary Clinics: Small Animal Practice* 25, 901–921.
- Moriello, K.A., Deboer, D.J., Schenker, R., Blum, J.L., Volk, L.M., 2004. Efficacy of pre-treatment with lufenuron for the prevention of *Microsporum canis* infection in a feline direct topical challenge model. *Vet. Dermatol.* 15, 357–362.
- Prélaud, P., 2011. Actualités en dermatologie féline. *La Dépêche Vétérinaire*.
- Quaife, R.A., Womar, S.M., 1982. *Microsporum canis* isolations from show cats. *Vet. Rec.* 110, 333–334.
- Rybníkář, A., Vrzal, V., Chumela, J., Petráš, J., 1997. Immunization of Cats Against *Microsporum canis*. *Acta Veterinaria Brno* 66, 177–181.
- Scott, D.W., et al, 1995. *Muller et Kirk's Small Animal Dermatology*. WB Saunders Co, Philadelphia.
- Scott, D.W., Horn, R.T., 1987. Zoonotic dermatoses of dogs et cats. *Vet. Clin. North Am. Small Anim. Pract.* 17, 117–144.
- Scott, D.W., Miller, W.H.J., 1992. Disorders of the claw et clawbed in cats. *The Compendium on continuing education for the practicing veterinarian (USA)*.
- Scott, D.W., Paradis, M., 1990. A survey of canine et feline skin disorders seen in a university practice: Small Animal Clinic, University of Montréal, Saint-Hyacinthe, Québec (1987-1988). *Can Vet J* 31, 830–835.
- Smith, J.M., Rush-Munro, F.M., McCarthy, M., 1969. Animals as a reservoir of human ringworm in New Zealand. *Australas. J. Dermatol.* 10, 169–182.
- Somma, Querci, n.d. Analyse d'échantillons alimentaires pour la présence d'organismes génétiquement modifiés : La réaction de polymérisation en chaîne (PCR) [WWW Document]. URL <http://gmo-crl.jrc.ec.europa.eu/capacitybuilding/manuals/Manual%20FR/Module%2006.pdf> (accessed 6.2.16).
- Sparkes, A.H., Gruffydd-Jones, T.J., Stokes, C.R., 1996. Acquired immunity in experimental feline *Microsporum canis* infection. *Res. Vet. Sci.* 61, 165–168.
- Sparkes, A.H., Werrett, G., Stokes, C.R., Gruffydd-Jones, T.J., 1994. *Microsporum canis*: Inapparent carriage by cats et the viability of arthrospores. *Journal of Small Animal Practice* 35, 397–401.
- Stingl, G., 1993. The skin: initiation et target site of immune responses. *Recent Results Cancer Res.* 128, 45–57.

- Swan, J.W., Dahl, M.V., Coppo, P.A., Hammerschmidt, D.E., 1983. Complement activation by trichophyton rubrum. *J. Invest. Dermatol.* 80, 156–158.
- Tabart, J., Baldo, A., Vermout, S., Losson, B., Mignon, B., 2008. Reconstructed interfollicular feline epidermis as a model for the screening of antifungal drugs against *Microsporum canis*. *Vet. Dermatol.* 19, 130–133.
- Tabart, J., Baldo, A., Vermout, S., Nusgens, B., Lapiere, C., Losson, B., Mignon, B., 2007. Reconstructed interfollicular feline epidermis as a model for *Microsporum canis* dermatophytosis. *J. Med. Microbiol.* 56, 971–975.
- Tagami, H., 1985. Epidermal cell proliferation in guinea pigs with experimental dermatophytosis. *J. Invest. Dermatol.* 85, 153–155.
- Thomas, E.L., Lehrer, R.I., Rest, R.F., 1988. Human neutrophil antimicrobial activity. *Rev. Infect. Dis.* 10 Suppl 2, S450-456.
- Thomas, M.L., Scheidt, V.J., Walker, R.L., 1989. Inapparent carriage of *Microsporum canis* in cats. *Compendium on continuing education for the practicing veterinarian* 11, 563-566-571.
- Tomas, B., Dufour, B., Bénet, J.J., Sanaa, M., Shaw, A., Moutou, F., 2010. Les enquêtes en épidémiologie descriptives, in: *Epidémiologie Appliquée À La Lutte Collective Contre Les Maladies Animales Transmissibles Majeures*. pp. 188–191.
- Vermout, S., Tabart, J., Baldo, A., Mathy, A., Losson, B., Mignon, B., 2008. Pathogenesis of dermatophytosis. *Mycopathologia* 166, 267–275.
- Vermout, S., Tabart, J., Baldo, A., Monod, M., Losson, B., Mignon, B., 2007. RNA silencing in the dermatophyte *Microsporum canis*. *FEMS Microbiol. Lett.* 275, 38–45.
- Wagner, D.K., Sohnle, P.G., 1995. Cutaneous defenses against dermatophytes et yeasts. *Clin. Microbiol. Rev.* 8, 317–335.
- Weitzman, I., Chin, N.X., Kunjukunju, N., Della-Latta, P., 1998. A survey of dermatophytes isolated from human patients in the United States from 1993 to 1995. *J. Am. Acad. Dermatol.* 39, 255–261.
- Wigniolle, B., 2004. Prévention des dermatophytoses en élevage féline, évaluation de l'effet de l'administration de lufénuron chez des chattes gestantes et leurs chatons (Thèse de doctorat vétérinaire). École nationale vétérinaire d'Alfort, Créteil.
- Woodgyer, A.J., 1977. Asymptomatic carriage of dermatophytes by cats. *N Z Vet J* 25, 67–69.
- Zaror, L., Fischmann, O., Borges, M., Vilanova, A., Levites, J., 1986. The role of cats et dogs in the epidemiological cycle of *Microsporum canis*. *Mykosen* 29, 185–188.

ANNEXES

Annexe 1 : Préparation d'un milieu SCA (Sabouraud, chloramphénicol, actidione)

Composition pour 1 litre :

- Agar (20gr)
- Glucose (20gr)
- Néopectone (10gr)
- Chloramphénicol (0,5gr)
- Actidione (0,5gr)
- Eau distillée (compléter pour atteindre 1L de mélange)

Préparation :

Après avoir mélangé l'ensemble de ces produits préalablement pesés aux quantités indiquées, porter à ébullition pendant 10 minutes au bain marie. Puis placer le mélange à l'autoclave pendant 15 minutes à 121°C pour le stériliser. Les flacons stérilisés peuvent être conservés à 4°C pendant plusieurs mois.

Pour faire les boîtes de Petri, mettre au bain-marie les flacons à 60°C, couler le milieu en boîte (20mL de milieu par boîte) sous une hôte à flux laminaire de façon à conserver une ambiance stérile.

Placer ensuite les boîtes à l'étuve à 37°C ou les laisser sous le PSM pendant 24h pour qu'elles soient correctement séchées.

Les boîtes de milieu sont conservées au réfrigérateur à 4°C jusqu'à leur utilisation.

Annexe 2 : Fiche de renseignements et commémoratifs à faire remplir par le propriétaire



MINISTÈRE DE L'AGRICULTURE, DE L'AGROALIMENTAIRE ET DE LA FORÊT

Laboratoire de Parasitologie – Mycologie

École Nationale Vétérinaire d'Alfort

7, avenue du Général de Gaulle - 94704 MAISONS ALFORT Cedex - France

Thèse teigne

**Prélèvement réalisé immédiatement au retour de l'exposition,
dès l'arrivée à la chatterie**

Date du prélèvement : / janvier / 2016

Votre vétérinaire

Nom et prénom (ou clinique) :

Numéro de téléphone :

Adresse mail :

Adresse postale :

Animal

espèce :

sexe :

nom :

race :

âge :

Propriétaire

Nom et prénom :

Numéro de téléphone :

Adresse mail :

Adresse postale :

Evènement dermatologique survenu dans la chatterie ces dernières années :

Examen(s) demandé(s) : culture mycologique

Les résultats seront seulement envoyés à votre vétérinaire et à vous-même. Les résultats publiés seront anonymes.

Responsables du Laboratoire : Dr B. Polack et Pr J. Guillot

Tél 01 43 96 70 64 - Fax 01 43 96 71 90

Mél parasito-labo@vet-alfort.fr

Annexe 3 : Guide pour réaliser le prélèvement de dermatophytes avec le carré de moquette

I) Réaliser le prélèvement

Il est à réaliser dès que vous rentrez chez vous après l'exposition, avant tout brossage ou shampoing.

- 1) Se laver soigneusement les mains.
- 2) Prendre le carré de moquette emballé dans l'aluminium.
- 3) Le déballer délicatement et le prendre par les côtés, vous pouvez toucher la face claire (le dessous de la moquette) qui se présente à vous, mais pas la face foncée (côté poils de la moquette).
- 4) Frotter la moquette face foncée sur votre chat. Passer tout le corps à rebrousse poils pendant 1 à 2 minutes. Insister sur la tête et le dos.
- 5) Replacer le carré de moquette face foncée vers le bas, dans l'emballage d'aluminium.
- 6) Replier l'emballage minutieusement par dessus.
- 7) L'insérer dans le sachet plastique (poche bleue) et détacher la bande de protection bleue pour souder la poche des échantillons, comme indiqué sur la poche.

II) Remplir vos coordonnées

Remplissez la feuille des commémoratifs avec vos coordonnées, celles de votre vétérinaire traitant (il recevra les résultats tout comme vous par courrier), le nom du chat, sa race, son âge et son sexe ainsi que ses antécédents dermatologiques.

Une fois votre feuille remplie, pliez la en deux et placez la dans un sachet plastique (petite poche) à côté de celle où vous avez déjà mis votre prélèvement.

III) Poster votre prélèvement

Mettez le sachet plastique contenant le carré de moquette et vos coordonnées dans l'enveloppe fournie. Celle-ci est timbrée et déjà adressée au laboratoire de l'Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort. Vos analyses sont intégralement prises en charge par le laboratoire et vos résultats vous seront communiqués dans un délai d'un mois environ après réception de votre prélèvement.

Attention : si vous prélevez plusieurs chats, mettez un prélèvement par enveloppe, les enveloppes n'étant affranchies que pour le poids d'un seul prélèvement.

Annexe 4 : Résultats des expositions

Résultats de l'exposition n°1 :

Race	Age	Sexe	Avant	Après
Bengal	3,5 mois	Mâle	présence de nombreuses colonies de <i>M. canis</i>	présence de nombreuses colonies de <i>M. canis</i>
Bengal	2,5 ans	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Bengal	3,5 mois	Femelle	présence de 3 colonies de <i>M. canis</i>	présence de 3 colonies de <i>M. canis</i>
Bengal	NR	NR	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Bengal	NR	NR	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Maine coon	1 an	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Chartreux	1,5 an	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Chartreux	4 mois	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Ragdoll	3 ans	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Ragdoll	3,5 ans	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Maine coon	2,5 ans	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Sacré de birmanie	5 mois	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Chartreux	5 mois	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Norvégien	9 mois	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Maine coon	1,5 an	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Siamois	1 an	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Bengal	1,5 an	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Ragdoll	6 mois	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Bengal	5 mois	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Bengal	2,5 ans	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes

Résultats de l'exposition n°2 :

Race	Age	Sexe	avant	après
Bengal	2 ans	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Bengal	2 ans	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Abyssin	NR	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
NR	6 mois	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Ragdoll	4 ans	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Sacré de birmanie	2 ans	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Norvégien	1,5 an	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Persan	4 mois	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Persan	6 ans	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Maine coon	7 mois	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Siberian	1,5 an	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes

Siberian	3 ans	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Siberian	1,5 an	NR	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Secheyllois	2 ans	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Bristish shorthair	1,5 an	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Non renseigné	1 an	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Siberian	6 mois	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Birman	6 mois	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Burmese	4 mois	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Maine Coon	10 mois	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Chartreux	2,5 ans	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Abyssin	7 mois	femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes

Résultats de l'exposition n°3 :

Race	Age	Sexe	Avant	Après
Norvégien	9 ans	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Persan	10 mois	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Persan	3 ans	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
persan	7,5 mois	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Norvégien	6 mois	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Persan	6 ans	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Norvégien	6 ans	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Persan	4,5 ans	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Norvégien	6 mois	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Norvégien	4 ans	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Persan	3,5 ans	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Norvégien	3,5 ans	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
NR	NR	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Norvégien	3 ans	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Norvégien	3 ans	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Persan	2,5 ans	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Norvégien	2,5 ans	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Norvégien	2,5 ans	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Norvégien	1,5 ans	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Norvégien	2 ans	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Norvégien	2 ans	Mâle	Une colonie de <i>M. canis</i>	absence de dermatophytes
Norvégien	2 ans	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Norvégien	2 ans	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Persan	1,5 ans	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Norvégien	1,5 ans	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Norvégien	1,5 ans	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Norvégien	8 mois	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes

Norvégien	4 mois	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Norvégien	6 mois	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Norvégien	10 mois	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Norvégien	5 mois	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes

Résultats de l'exposition n°4 :

Race	Age	Sexe	avant	après
Norvégien	1 an	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Norvégien	5 ans	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Persan	3 ans	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Persan	4 ans	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Sacré de Birmanie	4 ans	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Sacré de Birmanie	6 mois	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Sacré de Birmanie	NR	NR	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Persan	7 mois	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Mainecoon	8,5 mois	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Norvégien	7 mois	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Norvégien	7 mois	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Mainecoon	7 mois	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Persan	2 ans	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Persan	1,5 an	Mâle	présence de <i>M. Canis</i> (4 colonies)	présence de <i>M. Canis</i> (3 colonies)
Sacré de Birmanie	5 ans	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Chartreux	9 mois	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
chartreux	2 ans	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
chartreux	1 an	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Mainecoon	6 mois	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Norvégien	10 mois	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
chartreux	1 an	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Birman	2 ans	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Sibérien	5 mois	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Sibérien	10 mois	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Persan	7 ans	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Norvégien	4 ans	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes

Résultats de l'exposition n°5 :

Race	Age	Sexe	avant	après
Sibérien	2 ans	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Sibérien	6 ans	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Norvégien	7 mois	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
British shorthair	7 mois	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Sacré de Birmanie	9 mois	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Sacré de Birmanie	3 ans	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Persan	8 mois	Mâle	absence de dermatophytes mais présence de nombreuses colonies de <i>Malassezia pachydermatis</i>	absence de dermatophytes mais présence de 10 colonies de <i>Malassezia pachydermatis</i>
Sacré de Birmanie	9 mois	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Sacré de Birmanie	1 an 1/2	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Persan	5 ans	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes mais présence de 7 colonies de <i>Malassezia pachydermatis</i>
Abyssin	2 ans	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Somali	5 mois	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Sacré de Birmanie	NR	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Norvégien	3,5 ans	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Maine coon	7 mois	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Birman	10 mois	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Ragdoll	1 an	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Ragdoll	10 mois	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Ragdoll	10 mois	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Maine coon	3 ans	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Norvégien	9 mois	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Norvégien	2,5ans	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Bengal	5 mois	Femelle	présence d'une colonie de <i>M. canis</i>	absence de dermatophytes
Maine coon	2 ans	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Sibérien	3 ans	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
British shorthair	1 an	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Norvégien	3 ans	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes

Sphynx	2 ans	Femelle	absence de dermatophytes mais présence de nombreuses colonies de <i>Malassezia pachydermatis</i>	absence de dermatophytes mais présence de nombreuses colonies de <i>Malassezia pachydermatis</i>
Norvégien	5 ans	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Norvégien	8 mois	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
NR	NR	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Sacré de Birmanie	1,5 an	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Norvégien	6 mois	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
Sacré de Birmanie	11 mois	Femelle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes
American curl longhair	2,5 ans	Femelle	présence de nombreuses colonies de <i>Microsporum canis</i>	présence de nombreuses colonies de <i>Microsporum canis</i>
Sacré de Birmanie	2 ans	Mâle	absence de dermatophytes	absence de dermatophytes

ÉTUDE DU PORTAGE MÉCANIQUE DE DERMATOPHYTES CHEZ LE CHAT AU RETOUR D'EXPOSITION

NOM et Prénom : PLATZ Jeanne

RÉSUMÉ :

La dermatophytose, plus couramment appelée teigne, est une maladie dermatologique fongique causée par des dermatophytes, qui sont des champignons filamenteux kératinophiles et kératinolytiques. La dermatophytose est une maladie contagieuse qui peut se transmettre, dans le cas des chats, lors de rassemblements tels que les expositions félines, qui sont la manière la plus commune d'obtenir un pedigree Loof. La particularité de la dermatophytose est qu'elle présente une forme asymptomatique, ce qui permet à des chats porteurs de dermatophytes de passer le contrôle vétérinaire assurant l'accès aux expositions. Ceci induit ainsi un risque de contamination pour les chats sains participants.

La prévalence de la teigne sous sa forme asymptomatique est peu documentée, et les études montrent des prévalences faibles à moyennes chez le chat.

L'objectif de cette thèse est d'étudier la prévalence de chats entrés sains en exposition et repartant porteurs mécaniques de dermatophytes. Cent trente-cinq chats ont été testés dans cinq expositions différentes, entre 2013 et 2016, avant leur entrée en exposition, puis de retour chez eux. La méthode de prélèvement était celle du carré de moquette et le diagnostic réalisé par une mise en culture mycologique au laboratoire de parasitologie-mycologie du BioPôle Alfort de l'École Nationale Vétérinaire d'Alfort.

Si nous avons effectivement trouvé que des chats porteurs asymptomatiques pouvaient être présents dans les expositions (3,0 % des chats analysés à l'entrée des expositions étaient infectés par *microsporum canis*), en revanche nous n'avons pas mis en évidence de contamination de chats entrant sains dans une exposition : sur les animaux analysés, tous les chats indemnes de dermatophytes à l'entrée de l'exposition l'étaient également à la sortie. Ces résultats peuvent s'expliquer par la faible prévalence de porteurs asymptomatiques, ainsi que par les mesures de biosécurité employées lors des expositions, qui empêchent le contact direct entre les chats, et limitent la contamination indirecte par désinfection des mains et du matériel commun aux chats.

MOTS CLÉS : DERMATOPHYTOSE / TEIGNE / INFECTION / PORTAGE / PARASITOLOGIE / CONTAMINATION / EXPOSITION FELINE / CARNIVORE DOMESTIQUE / CHAT

JURY :

Président : Pr d'honneur

Directeur : Bruno Polack

Assesseur : Dominique Greandjean

SURVEY OF DERMATOPHYTE MECHANICAL CARRIAGE IN CAT COMING BACK FROM CATSHOW

SURNAME, FIRST NAME : PLATZ Jeanne

ABSTRACT :

Dermatophytosis or ringworm is caused by dermatophytes, keratinophilic et keratinolytic fungus, is a fungal skin disease. It is a contagious disease that can be transmitted by cats during gatherings, such as cat shows, which are the easiest way to achieve an official pedigree. This skin disease has a classic form, as well as an asymptomatic form allowing cats to pass the veterinary examination et enter the exhibition. Healthy cats are thus at risk when attending the show. Dermatophytosis prevalence as an asymptomatic form is not often reported in literature, et studies show a low to average prevalence as cats are concerned.

The aim of this thesis is to study the prevalence of cats entering the show being healthy, et ending the show as dermatophytes mechanical carriers. One hundred et thirty five cats have been tested in five different shows between 2013 et 2016, before they entered the show, et a second time back home. The samples were collected with a square sterile carpet, et the diagnosis realized by fungal culture at the laboratory of parasitology-mycology of BioPôle Alfort at the École Nationale Vétérinaire d'Alfort.

This study shows that asymptomatic carriers of dermatophytes present in the shows (2.9 % of analyzed cats before the show were infected by *Microsporum canis*) did not contaminate healthy cats, all cats found healthy at the beginning stayed healthy back home. These results may be explained by the low prevalence of asymptomatic carriers, et by the biosecurity measures which prevent direct contamination by the use of separated crafts et indirect contamination (due to human handling et exchanging equipment) by washing hands et disinfection.

KEYWORDS : DERMATOPHYTOSIS / RINGWORM / INFECTION / CARRIAGE / PARASITOLOGY / CONTAMINATION / CATSHOW / DOMESTIC ANIMAL / CAT

JURY

President : Pr of honor

Director : Bruno Polack

Assessor : Dominique Grandjean