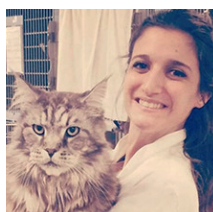


# Panleucopénie infectieuse

## Traitement par transplantation fécale chez un chaton

La panleucopénie infectieuse féline (typhus) est une maladie grave et parfois mortelle, qui nécessite une prise en charge rapide et agressive. Nous décrivons ici le cas d'un chaton souffrant de cette infection, ayant bénéficié d'un traitement encore peu employé en médecine vétérinaire, mais qui a fait ses preuves chez l'homme : la transplantation fécale.

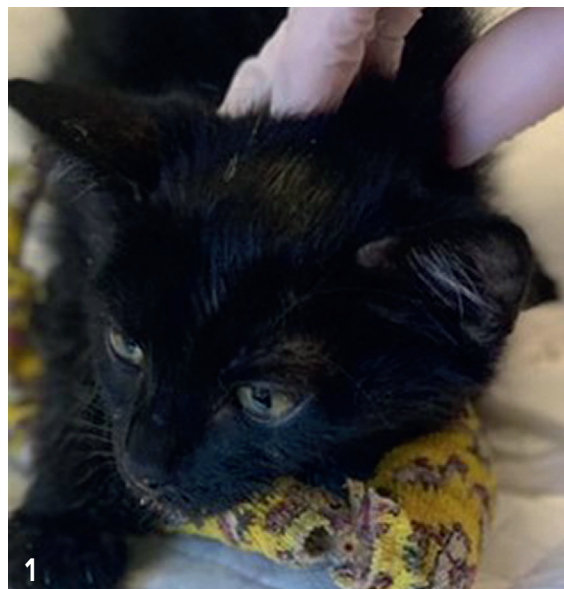


**Lena Buscara**  
DMV  
Clinique Vétérinaire du 101  
Saint-Maur-des-Fossés (94)



**Élodie Blanchet**  
DMV  
Clinique Vétérinaire du 101  
Saint-Maur-des-Fossés (94)

Mystic, chatte européenne de 2,5 mois (FIG. 1) est présentée pour abattement et anorexie depuis 24 heures. Elle a été adoptée en association une semaine auparavant. Elle est vaccinée contre le typhus, le coryza et la leucose (Versifel® CVR + Versifel® FeLV) et a reçu un traitement antiparasitaire à ses 2 mois : milbémycine (Milbemax®) et fipronil (Frontline®). Elle est testée FIV et FeLV négatifs. Elle



Mystic, chatte européenne de 2,5 mois.

vit en intérieur strict sans autre congénère et mange une alimentation à base de croquettes et pâtée du commerce.

### Examen clinique

À l'examen clinique d'admission, la chatte pèse 790 grammes, le pelage est piqué, la note d'état corporel est évaluée à 2,5/5. La chatte présente un abattement sévère, une hyperthermie à 40 °C et une légère déshydratation à 5 %. Le reste de l'examen clinique est normal.

### Hypothèses diagnostiques

Au vu de l'anamnèse et de l'examen clinique, les hypothèses diagnostiques possibles sont un processus infectieux généralisé (panleucopénie infectieuse, PIF, calicivirose, infection par le FIV/FeLV, toxoplasmose) ou, moins probablement, un processus infectieux localisé (abcès,

phlegmon, encéphalite). Des causes idiopathiques ou traumatiques (bagarre) peuvent également s'envisager.

### Examens complémentaires

Un test Kitvia® Diarrhée rapide sur fèces est réalisé pour détecter la présence éventuelle dans les selles d'un antigène des agents impliqués en cas de typhus (panleucopénie infectieuse), PIF ou giardiose. Il est positif pour le typhus (FIG. 2).



Test rapide immunochromatographique pour la détection qualitative des agents infectieux potentiellement responsables de diarrhée chez le chat : virus de la panleucopénie infectieuse féline (FPV), virus de la péritonite infectieuse féline (PIF, FCoV) et Giardia. Le résultat ici est positif pour le FPV.

Pour écarter les faux positifs dus à la présence d'une souche vaccinale - la chatte ayant reçu une vaccination dans les 15 jours précédant l'apparition des signes cliniques -, le critère paraclinique discriminant est l'existence d'une leucopénie à la numération formule. Cependant, pour des raisons financières, aucun autre examen complémentaire n'a été réalisé.

Les signes cliniques et l'anamnèse, cohérents avec l'évolution de la maladie, confortent toutefois le diagnostic de typhus, nécessitant l'hospitalisation du chaton.

### Prise en charge et évolution

L'animal est hospitalisé (J0), placé sous perfusion de NaCl à 3 ml/kg/h, il reçoit un pansement intestinal (Kaopectate®, 2,5 ml PO deux fois par jour), un complément alimentaire (Fortiflora®, ¼ de sachet) et une antibiothérapie : ampicilline (Duphamox®) et enrofloxacin (Baytril®). Il est réalimenté à la seringue.

À J1, au vu de la dégradation de l'état général de la chatte (TAB.), une transplantation fécale est décidée. Elle est

## Évolution clinique du chaton

	J0 (hospitalisation)	J1	J2 (transplantation fécale)	J3	J4
Signes cliniques	Abattement sévère Anorexie	Abattement sévère +++ Diarrhée Protrusion de la 3 <sup>e</sup> paupière Anorexie	Abattement Anorexie Puis a remangé seul le soir	Remange Absence de diarrhée Plus vive	Remange Bon état général
Température	40,4 °C	40,6 °C (le matin) puis 37,6 °C (le midi) puis 40,8 °C (le soir)	40 °C (le matin) puis 38,3 °C (le soir)	38,3 °C	38 °C

réalisée le lendemain (J2). Cette méthode vise à contrer la translocation bactérienne, à reconstruire une flore intestinale saine, à améliorer les signes cliniques et diminuer le temps d'hospitalisation.

Des selles fraîches (moins d'une heure) sont récoltées d'un chat correctement vacciné, vermifugé, en bonne santé et n'ayant pas reçu de traitement antibiotique depuis 6 mois. Le chaton à traiter reçoit une injection sous-cutanée de prifinium (Prifinial®), pour éviter les spasmes digestifs.

Dix grammes des selles prélevées sont mis en suspension dans 10 ml de sérum physiologique (FIG. 3) et filtrés de tout résidu à l'aide d'une compresse puis aspirés dans une seringue de 20 ml (FIG. 4). Une sonde urinaire taille chienne lubrifiée est insérée le plus loin possible dans le rectum du chat malade, vigile, puis la transplantation s'effectue délicatement (FIG. 5). L'opération terminée, le chat est placé en suspension tête en bas pendant 5 minutes pour faciliter la résorption du transplant (FIG. 6).



Préparation de 10 grammes de selles fraîches issues d'un chat en bonne santé. Aspiration du filtrat de selles dans une seringue de 20 ml.

Parallèlement, 3 injections de 1,5 ml d'antisérum de chat (2 ml/kg) correctement vacciné et sain (FIG. 7) ont été réalisées par voie sous-cutanée à 24 heures d'intervalle (Fig. 8). L'état de la chatte s'est nettement amélioré dans les jours suivant la transplantation fécale (J3, J4) et Mystic a pu être rendue 5 jours après à son propriétaire, avec un contrôle toutes les 48 heures.



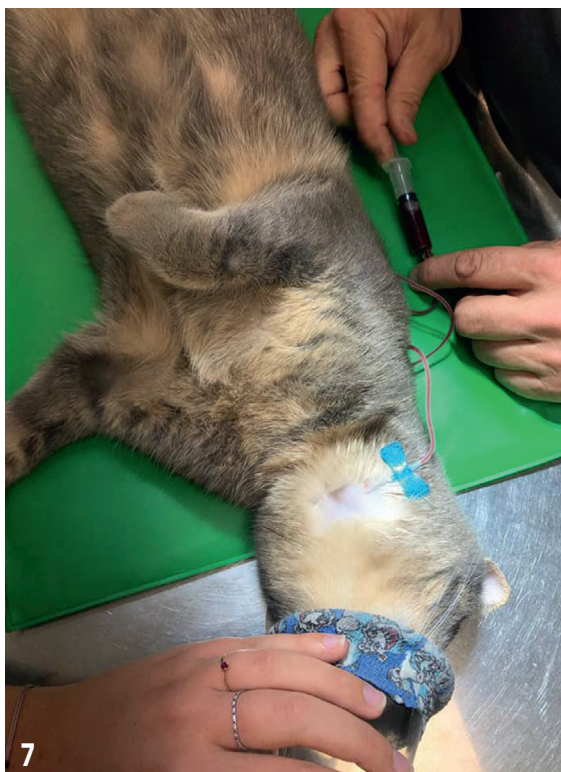
Insertion d'une sonde urinaire de chienne dans le rectum du chaton et transplantation fécale réalisée de façon délicate.



Maintien du chat en position verticale (« fesses en l'air ») pour favoriser l'absorption du transplant.

© Clinique Vétérinaire du 101

© Clinique Vétérinaire du 101



7 Chez le chat donneur, prélèvement de sang à l'aide d'un EpiJET® sur une veine jugulaire.

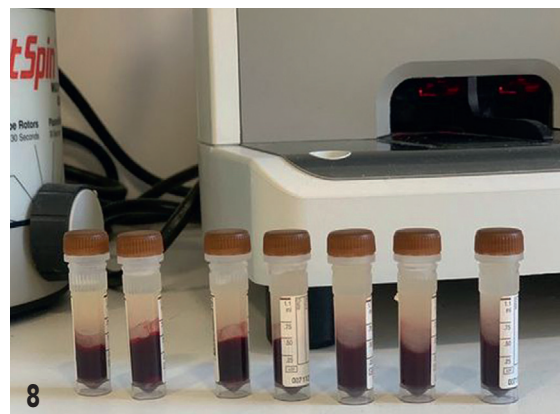
## Discussion

### Panleucopénie infectieuse

La panleucopénie infectieuse féline est une infection virale grave du chat, causée par le parvovirus félin. Elle se traduit par une atteinte systémique chez le chat de moins d'un an dans la majorité des cas, et son pronostic est très réservé. La forte contagiosité de la maladie est aujourd'hui partiellement maîtrisée par la vaccination, utilisant une souche atténuée du parvovirus félin. Cependant, la maladie reste d'actualité, notamment dans les collectivités où la pression virale est forte.

La transmission s'effectue principalement par voie oro-fécale, à partir de chats contaminés pouvant excréter le virus jusqu'à 6 semaines après infection et qui sont donc une source de contamination bien après leur rétablissement clinique. Une transmission *in utero* est possible dans le cas d'une mère infectée. Les puces ou l'environnement sont aussi des vecteurs éventuels de la maladie.

La vaccination à 2 mois (période critique) peut être inefficace vis-à-vis du virus, ou potentiellement entraîner une immunodépression à l'origine de la multiplication du virus.



8 Centrifugation du sang puis prélèvement du sérum du chat sain.

La période d'incubation varie de 2 à 10 jours. Trois à 4 jours après l'apparition des signes cliniques, la production d'anticorps débute et le virus est éliminé de la majorité des tissus en deux semaines en cas de guérison.

### Traitement

Le traitement symptomatique est l'arme de choix du vétérinaire lors de l'infection : il s'agit d'une maladie virale habituellement très bien prise en charge par le système immunitaire, dès lors que la production d'anticorps neutralisants en réponse à l'infection est suffisante. Ce traitement vise donc à soutenir l'organisme (fluidothérapie, réalimentation progressive, antiémétique, antidiarrhéique), à corriger les conséquences de la multiplication virale et à lutter contre les surinfections bactériennes (antibiothérapie, probiotiques) jusqu'à la prise en charge de l'infection par le système immunitaire, en cinq à sept jours<sup>1,2</sup>.

L'administration d'un antiserum permettrait la réduction de l'infection virale par les anticorps présents dans le sérum avant la production des anticorps neutralisants par l'hôte. Son efficacité n'est cependant pas démontrée<sup>3</sup> et son utilisation lors de la phase clinique de la maladie serait trop tardive<sup>4</sup>. L'administration préventive de ce sérum a toutefois été réalisée ici à 2 ml/kg par voie sous-cutanée, trois fois à 24 heures d'intervalle.

### Transplantation fécale

En dehors des traitements habituels du typhus, la transplantation fécale semble être une thérapeutique nouvelle, intéressante et d'avenir en médecine vétérinaire. La transplantation de microbiote fécal est une technique visant à renforcer le microbiote intestinal et traiter ses altérations dans le tube digestif d'un animal receveur pour rééquilibrer sa flore intestinale. Elle est utilisée de plus en plus fréquemment avec succès en médecine humaine.

Seules quelques études ont décrit l'utilisation de la transplantation fécale chez les chats et les chiens atteints de diarrhée chronique ou de parvovirose<sup>5,6</sup>. Une étude rapporte les premières améliorations cliniques chez un chien et un chat atteints de maladie inflammatoire chronique de l'intestin (MICI) et réfractaires aux traitements. En effet, après la transplantation, le score fécal était rapidement amélioré et d'autres signes de gastro-entérite étaient aussi diminués. Par ailleurs, il est démontré que le temps d'hospitalisation est raccourci pour les chiots atteints de parvovirus<sup>6</sup>. Les échantillons fécaux des receveurs sont devenus phylogéniquement similaires à ceux du donneur deux jours après le début de la transplantation. Cependant, le mécanisme par lequel la transplantation fécale normalise l'homéostasie microbienne intestinale reste à élucider.

Des guides théoriques sur la transplantation fécale chez le chien et le chat ont récemment été publiés. Chez l'homme, ces guides proposent les indications cliniques à la transplantation fécale, les procédures de choix du donneur, la préparation des échantillons et les potentielles voies d'administration. Ainsi, les indications incluent les infections sévères à *Clostridium difficile* réfractaires aux traitements<sup>7</sup>. La recherche d'un donneur spécifique est recommandée afin d'éviter la transmission de toxines, de pathogènes comme des virus, des parasites ou encore des champignons. Les donneurs ayant reçu un traitement antibiotique dans les trois mois précédant la transplantation doivent être exclus puisque des perturbations du microbiote intestinal peuvent persister. De même, les donneurs suspects de diarrhée chronique, de constipation, de MICI, d'obésité, d'allergie alimentaire et/ou de cancer intestinal doivent être exclus. Le calcul d'un index de dysbiose, basé sur la PCR, a récemment été décrit chez le chien, afin de caractériser un microbiote intestinal « normal ». Cet index a été utilisé pour recruter des donneurs et suivre l'évolution du microbiote intestinal dans une étude sur trois chiens atteints d'entéropathie chronique. La préparation des échantillons devrait idéalement se faire sous une hotte.

En pratique, un échantillon de selles fraîches ou congelées pesant entre 10 et 60 grammes est mélangé avec 20 à 250 ml de diluant, le plus souvent du NaCl 0,9 %. Le mélange est ensuite filtré à l'aide de compresses ou d'un filtre à café afin de retirer les grosses particules, puis est récupéré dans une seringue de 20 ml. La réalisation de préparations microbiennes contenant un microbiote intestinal standard est sans risque, permettant de s'affranchir de la recherche d'un donneur. Elle est à l'étude chez l'homme et fera certainement partie de la médecine vétérinaire future<sup>8</sup>.

L'animal est le plus souvent anesthésié, si son état général le permet, pendant au moins 45 minutes pour faciliter la résorption du greffon en diminuant les spasmes intestinaux. Une injection d'un antispasmodique digestif peut aussi être réalisée 1 heure avant la transplantation fécale. Les voies d'administration varient selon les études et incluent des capsules orales, des administrations par sonde naso-gastrique, naso-duodénale, par administration coloscopique ou lavement avec une sonde urinaire de gros diamètre. La sonde urinaire est introduite dans l'anus le plus loin possible et la transplantation s'effectue délicatement. L'animal est changé de décubitus régulièrement tout le long du temps anesthésique, afin de mobiliser le greffon dans l'ensemble du tube digestif. Il demeure incertain si les bénéfices du transfert de flore sont dus au transfert des micro-organismes commensaux viables ou au transfert de virus, protéines, acides biliaires, vitamines et des milliers d'autres substances non encore identifiées dans les fèces.

La transplantation de microbiote fécal apparaît être une technique simple dont le recours est associé à une récupération clinique plus rapide et à une diminution du temps d'hospitalisation chez les chiots atteints de diarrhée hémorragique aiguë provoquée par la parvovirose<sup>5,6</sup>. Aucun effet secondaire de cette technique n'a été, pour le moment, démontré ni en médecine humaine, ni en médecine vétérinaire. Il est cependant important de souligner que cette technique est une aide thérapeutique complémentaire qui ne doit pas remplacer les traitements de soutien (fluidothérapie, antalgiques...) des gastro-entéropathies aiguës. ■

#### Bibliographie

1. BARR S.C., *Canine and feline infectious diseases and parasitology - The 5-Minute veterinary consult*, Wiley-Blackwell, 2006, pages 237-241.
2. MILLER L., *Infectious disease management in animal shelters*, 2009, 12, pages 183-196.
3. STURGESS K., *Notes on feline internal medicine*, Wiley-Blackwell, 2003, pages 286-290.
4. GREENE C.E., *Infectious diseases of the dog and cat*, 3<sup>e</sup> édition, 2006, pages 80-90.
5. PEREIRA G.Q. et al., « Fecal microbiota transplantation in puppies with canine parvovirus infection », *J. Vet. Intern. Med.*, 2018, 32(2), pages 707-711.
6. BARTHELEMY A. et al. « La transplantation du microbiote fécal », *Pratique Vet.*, 2018, 53, pages 374-377.
7. DINH DM. et al., « Intestinal microbiota, microbial translocation, and systemic inflammation in chronic HIV infection », *J. Infect. Dis.*, 2015, 211(1).
8. REDFERN A. et al., « Role of the gastrointestinal microbiota in small animal health and disease », *Vet. Rec.*, 2017, 181(14), page 370.