

## 5

# LUTTE CONTRE LA TRANSMISSION DE LA PESTE

---

*Dr Norman G. Gratz*

La peste est avant tout une maladie des rongeurs sauvages, transmise par les puces des rongeurs sauvages à d'autres rongeurs, ou des rongeurs sauvages aux rongeurs commensaux – et à l'homme. La lutte contre la transmission vise à maîtriser les rongeurs-réservoirs et les puces vectrices de la maladie. Comme on le verra plus loin, au cours des flambées la lutte immédiate contre les puces vectrices doit précéder toute mesure à l'encontre des rongeurs-hôtes. La première étape pour assurer la préparation aux flambées consiste à identifier les foyers d'endémie connus et à recueillir des informations essentielles sur l'épidémiologie et l'épizootologie de l'infection. De telles informations doivent inclure notamment la répartition des anciennes flambées selon la saison et l'identité des rongeurs-réservoirs et des puces vectrices. Si l'on s'attend à ce que des mesures de lutte contre la peste doivent être prises dans le foyer à un moment donné, des informations de base doivent être rassemblées sur les facteurs propres à influencer la lutte. Il s'agit notamment de la sensibilité des puces vectrices les plus importantes aux insecticides appelés à être utilisés, des variations saisonnières de la densité des populations de puces et des indices sur leurs hôtes principaux. Il est essentiel d'obtenir des informations sur les variations saisonnières normales de la densité des rongeurs-réservoirs afin de pouvoir détecter tout changement anormal tel qu'un déclin ou un accroissement soudain des populations, qui peuvent être les signes d'une épizootie.

Outre les mesures susmentionnées, le cycle d'endémicité de la peste dans le foyer doit être compris au moyen du recueil d'informations sur les espèces et le degré d'immunité des petits mammifères-réservoirs, ainsi que sur les espèces et la capacité vectorielle des puces vectrices. Ensuite, la mesure la plus importante sera d'établir un système de surveillance capable de détecter une activité anormale de la peste dans le foyer (voir sous *Surveillance*). Un foyer naturel de peste peut être silencieux durant de nombreuses années, au cours desquelles aucun cas humain ne sera signalé. Par la suite, pour des raisons qui peuvent inclure notamment des changements écologiques, des mouvements de populations humaines dans le foyer ou la survenue d'une épizootie, le foyer s'enflammera brusquement et des cas de peste humaine pourront se produire.

Ainsi, du point de vue de l'anticipation de l'apparition de la peste, la connaissance de l'emplacement des foyers naturels existants est aussi importante que de savoir où des cas se sont produits au cours d'une période donnée. Les foyers connus et, dans certains cas, les foyers suspects, sont indiqués sur une carte établie sur la base de la littérature publiée et des rapports gouvernementaux. Les foyers ont été décrits dans la première partie de ce manuel.

## Principes de lutte

La lutte contre la transmission de la peste, d'un réservoir animal à un autre ou de l'animal à l'homme, peut être effectuée rapidement au moyen de la lutte contre les puces vectrices. La question de savoir s'il faut donner la priorité à la lutte contre le rongeur-réservoir ou contre la puce vectrice a été considérée par Gordon et Knies, qui ont conclu que la puce était l'objectif primaire, le rat (malade ou porteur de puces) l'objectif secondaire, et qu'il fallait appliquer le principe de la désinfection du foyer (1). Certains principes qu'ils recommandent restent valables, bien que leur insecticide de choix – le DDT – ne serait probablement pas celui que l'on choisirait aujourd'hui.

La première considération dans la lutte contre la peste humaine est l'attaque directe des foyers d'infection signalés. Cela implique le diagnostic et la reconnaissance de la maladie, qui sont essentiels pour établir fermement l'existence de la peste, l'isolement du patient et des contacts immédiats, une attaque focalisée sur la région envahie par la peste par la désinfection des locaux et des personnes au moyen de l'insecticide DDT (1).

Cette approche a tout d'abord été mise au point par Simond en 1898 (2) et on la suit toujours dans le sens que les mesures de lutte antipesteuse devraient commencer par la lutte contre la puce vectrice plutôt que le rongeur-réservoir. Bien qu'il soit possible d'atteindre un niveau élevé de lutte contre les rongeurs dans le foyer (qu'il soit urbain ou rural), la mort d'un grand nombre de rongeurs infectés par la peste va vraisemblablement introduire dans l'environnement de grandes quantités d'ectoparasites de la puce des rongeurs tués (dont un grand nombre peuvent être infectés par la peste). Ces puces, en particulier les puces « bloquées », chercheront avidement un autre hôte, propageant la maladie plus largement que si les rongeurs-hôtes n'avaient pas été tués. Ainsi, la première étape de la lutte contre la flambée de peste et l'interruption de sa transmission reste la lutte contre la puce vectrice.

## Lutte contre les puces vectrices

Il existe une abondante littérature sur la lutte contre les puces vectrices par l'utilisation d'insecticides (3). Chaque activité de lutte à large échelle

contre les rongeurs, particulièrement dans une zone urbaine ou une zone rurale proche d'habitations, doit être précédée ou (au minimum) accompagnée par des mesures de lutte contre les puces, dont l'objectif est de réduire la densité des rongeurs et des puces aussi rapidement et aussi complètement que possible. Bien que les pulvérisations résiduelles comme celles qui sont utilisées pour la lutte contre les vecteurs du paludisme puissent réduire efficacement les populations de puces à l'intérieur des locaux, elles auront relativement peu d'effet sur les puces des rongeurs ou dans leurs terriers ; les pulvérisations n'auront donc que peu d'effet (ou pas d'effet du tout) sur l'interruption de la transmission de la peste à l'extérieur des habitations (4).

Les poudres appliquées sur les pistes ou dans les trous (rongeurs commensaux) ou à l'intérieur des terriers (rongeurs sauvages) sont efficaces pour lutter contre les puces vectrices. Les rongeurs traversant des taches de poudre sur leurs pistes ou à la sortie de leurs terriers ramassent la poudre insecticide dans leur fourrure et la répandent lorsqu'ils se lèchent, tuant ainsi les ectoparasites des puces. Les poudres sont la formulation de choix, mais peuvent ne pas être facilement disponibles. En cas d'urgence, un insecticide liquide peut être utilisé en pulvérisation pour lutter contre les ectoparasites de la puce ou contre les populations de rongeurs à l'intérieur des locaux. Si une formulation d'insecticide résiduel est appliquée, il faudra s'attacher à pulvériser les sols et les trous des rongeurs avec davantage de soin que s'il s'agissait de lutter contre le vecteur du paludisme.

### **Lutte contre les puces des rongeurs commensaux**

Dans la plupart des villes ou des zones urbaines d'endémicité pesteuse, la puce vectrice sera probablement *X. cheopis*, *X. astia* ou *X. brasiliensis*. Leurs rongeurs-hôtes, souvent *R. rattus* ou *R. exulans*, nichent habituellement dans des terriers autour des maisons, des entrepôts ou d'autres structures. Quelle que soit l'espèce de rongeur-hôte, le personnel de lutte doit apprendre à reconnaître et à retrouver les pistes et les terriers de rongeurs à traiter. La poudre insecticide doit être soufflée à l'entrée du terrier, et une tache de poudre d'environ 1 cm d'épaisseur doit être déposée autour du terrier. A l'intérieur, des taches de poudre doivent être disposées sur le passage des rats, habituellement le long des murs. Des taches de 15-30 cm de largeur seront placées sur divers points le long de chaque piste. Une poudreuse attachée à une longue perche peut être utilisée pour atteindre les passages situés le long des poutres ou à l'angle formé par le mur et le toit. Autant que possible, les taches de poudre doivent être laissées à des endroits où elles ne seront pas touchées ou dérangées par une activité humaine. Il faut veiller à ne pas contaminer les aliments ou les ustensiles de ménage.

Il faut être particulièrement prudent lors du poudrage des entrepôts et des réserves de nourriture, qui sont souvent infestés par les rongeurs. Une alternative est d'utiliser des pièges, qui contiennent à la fois un rodenticide à effet retard dans un appât destiné à attirer l'animal et de la poudre insecticide à l'entrée du piège. Dans les pays tropicaux, des boîtes-appâts peuvent être construites rapidement et à peu de frais à l'aide de tubes de bambou d'environ 40 cm de long et 7-10 cm de diamètre. On place environ 30 mg d'appât – avec ou sans rodenticide – au centre du tube et 5-6 mg de poudre insecticide à chaque ouverture. Le tube est fixé au sol ou au plancher par un long clou (5). Cette méthode demande beaucoup de travail mais présente plusieurs avantages, notamment la protection de la poudre, placée à l'intérieur du tube. L'utilisation de boîtes-appâts pour les zones rurales est décrite plus loin. Les taches de poudre ont l'avantage de pouvoir être utilisées rapidement avec un minimum de formation et permettent de vérifier facilement si des rongeurs y ont laissé des traces.

L'étendue de la zone à poudrer dans une ville ou une localité où la peste est apparue dépend du lieu où sont survenus les cas de peste, du fait que des êtres humains ou des rongeurs auront été trouvés bactériologiquement positifs, ainsi que de la superficie de la zone à protéger. On peut probablement mieux juger du risque en observant l'étendue de l'activité des rongeurs à l'intérieur et aux alentours du foyer. De toutes façons, le poudrage insecticide doit commencer dès que possible après vérification des cas humains ou des rongeurs positifs pour la peste. Les opérations de poudrage doivent être annoncées dans les écoles, à la radio et dans la presse locale pour faire en sorte que les équipes effectuant le travail aient un libre accès à toutes les structures et que les dépôts de poudre ne soient pas balayés mais qu'ils soient laissés sur place aussi longtemps que possible. Les actions à mener dans les villes ou les villages sont similaires, mais il faut prendre davantage de précautions pour éviter que les stocks d'aliments ne soient contaminés dans les habitations et les exploitations agricoles.

Dans les régions à haut risque de peste, des enquêtes périodiques doivent être effectuées sur les densités de puces, leur variation saisonnière et leur sensibilité aux insecticides en stock ou à ceux que l'on pourrait se procurer si un programme de poudrage s'avérait nécessaire.

### **Lutte contre les puces des rongeurs sauvages**

Il est plus difficile de lutter contre les rongeurs sauvages et les ectoparasites de leurs puces que dans le cas des espèces commensales, étant donné les problèmes que l'on rencontre à localiser les terriers et les pistes, la dispersion de la population et les difficultés à décider des limites de la zone à traiter. Avant l'apparition du DDT, et comme c'est encore le cas aujourd'hui dans certaines régions, la lutte contre les puces et les rongeurs était effectuée

concurrentement à la fumigation des terriers avec du gaz cyanhydrique par insufflation de poudre ou de granulés de HCN. Si les résultats de la fumigation sont souvent spectaculaires, la méthode a plusieurs défauts. Premièrement, dans les grands systèmes de terriers le fumigant est parfois trop léger pour atteindre tous les recoins du terrier, et les rongeurs peuvent parfois échapper à ses effets. Deuxièmement, l'action ne dure pas et les rongeurs ou les puces qui n'ont pas été maîtrisés par la fumigation ne seront pas affectés lorsque le gaz se sera dissipé. Enfin, les fumigants toxiques comportent de sérieux risques pour ceux qui les appliquent et pour les personnes qui vivent dans les maisons où ils sont utilisés.

Dans la mesure où les fumigants sont faciles et rapides à appliquer et que les résultats sont immédiatement constatés (rongeurs morts débarrassés des puces vivantes dans leurs terriers) directement après l'application, leur utilisation était populaire (et elle l'est toujours). Toutefois, l'action des fumigants – que ce soit le cyanure ou d'autres substances – ne dure pas et l'apparition du DDT et d'autres insecticides organochlorés ont suscité un intérêt immédiat en ce qui concerne leur application dans la lutte contre les puces vectrices de la peste. En fait, parmi les premières utilisations du DDT sur une large échelle au milieu des années 1940, certaines étaient liées à des programmes de lutte contre les épidémies de peste (6, 7, 8).

Depuis, on a lutté contre les puces des rongeurs sauvages par diverses méthodes d'application d'insecticides, notamment la diffusion par des avions et l'application à l'intérieur et autour des terriers à l'aide de poudreuses électriques ou à main. Aux Etats-Unis, compte tenu des préoccupations grandissantes liées à l'introduction d'insecticides dans l'environnement, on utilise de plus en plus les boîtes-appâts (voir plus haut). Ces boîtes, quelles que soient leur forme et leur construction, comprennent notamment un appât de nourriture qui attire le rongeur à l'intérieur et de la poudre insecticide à l'entrée de la boîte. Les rongeurs qui y pénètrent traversent la poudre, ramassent l'insecticide sur leur fourrure et le transportent à l'intérieur de leur nid, ce qui tue leurs puces et celles qui sont à l'intérieur du nid (9, 10, 11). Les boîtes-pièges ont été trouvées efficaces, permettant de réduire les populations de puces dans un rayon considérable autour des boîtes car les rongeurs transportent l'insecticide à l'intérieur de leurs nids. Comme on l'a observé plus haut, la méthode demande beaucoup de travail et il faut renouveler les appâts et de nouvelles applications de poudre jusqu'au recul de la peste. A cause de ces limites, la plupart des pays utilisent comme méthode de choix l'insufflation de poudre à l'intérieur et autour des terriers de rongeurs. Si ce travail est assidu, il reste peu de chose à faire excepté d'évaluer périodiquement les résultats du poudrage et de répéter l'opération, si nécessaire, lorsque l'effet de l'insecticide commence à disparaître.

### **Les insecticides utilisés dans la lutte contre les puces des rongeurs**

Avant de choisir un insecticide pour son utilisation dans un programme de lutte contre les puces vectrices de la peste, il faut procéder à des tests de sensibilité pour déterminer la résistance des populations de puces aux insecticides que l'on se propose d'employer (voir sous *Résistance des puces aux insecticides*). Si possible, des essais de terrain doivent être effectués pour déterminer l'efficacité des candidats insecticides contre les populations de puces vectrices dans les conditions locales.

Dans le passé, une poudre contenant 10% de DDT figurait parmi les composés les plus courants et les plus efficaces. Toutefois, étant donné le développement considérable des populations résistantes aux insecticides chez plusieurs espèces vectrices, notamment *X. cheopis*, et le souci grandissant lié à la contamination de l'environnement, on utilise aujourd'hui des composés alternatifs. La plupart de ces composés sont efficaces contre les puces adultes et les larves de puces. Il faut utiliser des insecticides alternatifs parmi les organo-phosphorés, les carbamates, les pyréthroïdes et les composés régulateurs de la croissance des insectes qui ont donné de bons résultats lors d'essais sur le terrain. Le *Tableau 5* donne une liste des composés facilement disponibles et couramment utilisés dans la lutte contre les puces.

D'autres insecticides actuellement disponibles, parmi lesquels le fipronil, l'imidaclopride, le lufenuron et le pyriproxifène, sont très efficaces contre les puces. Ils devraient être soumis à des tests sur le terrain contre des populations de puces vectrices de la peste afin de déterminer leur efficacité et la meilleure manière de les appliquer dans les conditions locales.

Des essais de terrain ont démontré le potentiel des insecticides systémiques, notamment le phoxime, le chlorphoxime, et le diméthoate incorporés dans des appâts contre les rongeurs dans la lutte contre les ectoparasites de la puce (11,13,14). Ces composés semblent avoir été très peu utilisés.

**Tableau 5 Poudres insecticides couramment employées dans la lutte contre les puces**

<b>Insecticide</b>	<b>Classe</b>	<b>Concentration (%) Rats (mg/kg oral)</b>	<b>LD50 oral à</b>
Bendiocarbe	Carbamate	1,00	55,00
Carbaryl	Carbamate	2,0 - 5,0	3,000.00
Deltaméthrine	Pyréthroïde	0,005	135,00
Diazinon	OP	2,00	300,00
Diflubenzuron	IGR	5,00	
Fénitrothion	OP	2,00	503,00
Iodofenphos	OP	5,00	2,100.00
Lambdacyhalothine	Pyréthroïde		
Lindane	Org.chl	3,00	100,00
Malathion	OP	5,00	2,100.00
Méthoprène	IGR		
Perméthrine	Pyréthroïde	0,50	430,00
Propétamphos	OP		
Pirimiphosméthyl	OP	2,00	2,018.00
Propoxur	Carbamate	1,00	95,00

Source: Gratz, N.G. & Brown, A.W.A. : 1983

Il est peu probable que les régulateurs de croissance des insectes puissent être applicables lors d'épidémies de peste. Ces produits sont examinés ici dans la mesure où leur action est hautement efficace (bien que peu rapide). Les essais de terrain effectués avec un régulateur de croissance des insectes, le méthoprène, pour la lutte contre les puces dans des situations domestiques, ainsi que contre les ectoparasites de la puce des écureuils fouisseurs réservoirs sauvages de la peste au Texas (15), ont donné de bons résultats. Son application en automne dans des terriers de rongeurs à un taux de 0,05 d'ingrédient actif/terrier a permis la disparition complète des puces adultes de la mi-juin à la fin de l'automne. Des essais de terrain ont aussi été effectués avec des préparations de *Bacillus thuringiensis*; bien que certaines d'entre elles qui contenaient de la bêta-endotoxine aient un effet larvicide contre *X. cheopis*, elles ont été plus efficaces dans le cas des larves au premier stade que pour leurs stades ultérieurs, qui demandaient une dose 15 fois plus forte (16).

### **Résistance aux insecticides des puces vectrices**

Comme on l'a vu plus haut, la résistance des puces aux insecticides peut être un obstacle sérieux. La sensibilité des populations de puces cibles aux insecticides utilisés localement doit donc être déterminée périodiquement. La résistance au DDT a été confirmée pour la première fois chez *X. cheopis* dans

le district de Poona, en Inde (17). Depuis, la résistance aux insecticides s'est largement propagée à d'autres puces vectrices de la peste (Tableau 6).

Lors de la planification de programmes de lutte contre les puces, ou lorsqu'il existe un danger de maladies transmises par les puces qui rendent nécessaire l'application d'insecticides, les enquêtes sur la prévalence des espèces de puces et la variation saisonnière de leur densité de population devraient s'accompagner de tests pour déterminer leur sensibilité. Cela est particulièrement important dans les régions où des applications étendues d'insecticides résiduels ont été effectuées dans les habitations, comme dans les programmes de lutte contre les vecteurs du paludisme ou de la maladie de Chagas.

Le test pour la détermination de la sensibilité aux insecticides ou de la résistance des puces peut être effectué sur des puces adultes à l'aide du nécessaire OMS de test sur la sensibilité. Le nécessaire, ainsi que son mode d'emploi (18), peuvent être commandés auprès des Bureaux régionaux OMS ou du Département des Maladies transmissibles : recherche et développement (y compris TDR) à l'OMS (adresse : 20 avenue Appia, CH-1222 Genève 27, Suisse).

**Tableau 6** Résistance aux insecticides signalée dans les populations de puces

Espèce	Insecticides		
	DDT	Composés OP	Autres
<i>Ceratophyllus fasciatus</i>	URSS	—	
<i>Ctenocephalides felis</i>	Colombie, Guyane	USA, Tanzanie	USA
<i>Pulex irritans</i>	Brésil, Egypte, Equateur, Grèce, Pérou, Tchécoslovaquie, Turquie	—	—
<i>Stivalius cognatus</i>	Indonésie	Indonésie	
<i>Synopsyllus fonquerniei</i>	Madagascar	Madagascar	
<i>Xenopsylla astia</i>	Birmanie, Inde	—	—
<i>Xenopsylla brasiliensis</i>	Tanzanie		
<i>Xenopsylla cheopis</i>	Brésil, Birmanie, Chine, Egypte, Equateur, Inde, Indonésie, Israël, Madagascar, Philippines, Tanzanie, Thaïlande, Viet Nam	Inde, Tanzanie, Madagascar	Madagascar

Source: "Résistance des vecteurs aux pesticides" Série Rapports techniques, 818 (1992) OMS, Genève.



## Lutte contre les rongeurs-réservoirs

Comme on l'a souligné plus haut, lors d'une flambée de peste au sein d'une population humaine ou d'une épizootie parmi des populations de rongeurs commensaux ou sylvatiques, la première étape est de lutter contre les puces vectrices des rongeurs. Dans les zones où les populations de puces sont nombreuses et les infections pesteuses intenses, la destruction des rongeurs-hôtes peut avoir pour conséquence la libération de grandes quantités de puces avides, porteuses de bacilles de la peste, à la recherche de nouveaux hôtes. Si la population des rongeurs a été décimée par une épizootie, de nombreuses espèces de puces, notamment des vecteurs efficaces de la peste, rechercheront un hôte alternatif qui, en l'absence de rongeurs, pourrait bien être l'homme, avec pour conséquence la propagation de l'infection aux êtres humains.

Dès que les indices pulicidiens ont été réduits, la lutte contre les rongeurs-réservoirs peut être entreprise. Dans les zones où la peste n'est pas endémique ou durant les périodes pendant lesquelles la peste ne circule pas dans la population de rongeurs sylvatiques ou commensaux, les mesures de lutte contre les rongeurs peuvent être effectuées indépendamment de la lutte contre les puces.

La connaissance des espèces présentes dans le foyer de peste ou dans la zone dans laquelle la peste a été introduite, ainsi que de la bionomie du réservoir ou de l'espèce potentielle de rongeur-réservoir, est essentielle en tant que base de la lutte contre les rongeurs. Dans les zones de lutte cibles il faut connaître l'étendue des infestations, les densités de population, les fluctuations saisonnières, les mouvements des rongeurs et leur sensibilité aux rodenticides anticoagulants.

La lutte efficace contre les rongeurs est une entreprise complexe, et on ne trouvera ci-après que des informations de base sur les méthodes et les matériels utilisés pour lutter contre les populations-réservoirs de peste. Une liste de publications facilement disponibles figure à la fin de ce chapitre.

### Espèces commensales cibles : bionomie et importance des réservoirs

Cette section a été préparée d'après le Guide OMS de formation et d'information pour la biologie des vecteurs, *Commensal rodent control*, 1987 (document non publié VBC/87.949, en anglais seulement). Des exemplaires sont disponibles sur demande auprès du Département des Maladies transmissibles : recherche et développement (y compris TDR), à l'OMS (adresse : 20 avenue Appia, CH-1211 Genève 27, Suisse).

Trois espèces de rongeurs commensaux existent dans le monde entier : le rat de Norvège *R. norvegicus*, le rat de grenier *R. rattus*, et la souris domestique *M. musculus* (Tableau 7). Bien que cette dernière soit un réservoir et un vecteur d'autres maladies chez l'homme, elle a un rôle mineur dans l'épidémiologie de la peste.

### **Le rat de Norvège**

Les rats de Norvège sont des rongeurs trapus, de taille moyenne à grande ; leur queue est plus courte que la tête et le corps. Dans des conditions favorables, des colonies de plusieurs centaines de rats de Norvège peuvent se développer. C'est avant tout une espèce fouisseuse et qui vit fréquemment près des sources de nourriture et d'eau, telles que les fossés de détritiques et de drainage, les cours d'eau ou les égouts. Bien qu'elle soit principalement une espèce des climats tempérés avec une répartition inégale sous les tropiques, elle semble se propager constamment. Le rat de Norvège est plus abondant dans l'hémisphère sud que dans l'hémisphère nord, et c'est l'espèce de rat commensal prédominante en Europe, en Amérique du Nord et dans certaines parties du Bassin méditerranéen (Carte 2).

Dans les zones tempérées, on le retrouve fréquemment à la fois dans les zones urbaines et dans les zones rurales. Le rat de Norvège est omnivore, consommant les restes de nourriture, les stocks d'aliments tels que céréales et graines et les récoltes sur pied. Une mauvaise évacuation des détritiques et d'autres types de déchets organiques offre une source d'aliments à cette espèce. Les entrepôts et autres lieux où l'on stocke la nourriture peuvent être facilement infestés s'ils ne sont pas protégés contre les rongeurs.

Les rats de Norvège se reproduisent rapidement, avec une période de gestation de 22-24 jours et des portées comprenant de nombreux individus. Dans les zones tempérées, il y a une portée au printemps et une en automne. La mortalité est généralement élevée chez les jeunes, et peu de rats vivent plus d'une année à l'état sauvage. Une abondance de nourriture et un abri permettent d'améliorer les taux de survie.

*R. norvegicus* est souvent fortement infesté par *X. cheopis* et il est très sensible à la peste, bien que certains individus puissent survivre à l'infection. A cause de sa proximité des populations humaines, une épizootie de peste dans des populations de *R. norvegicus* représente un danger immédiat pour l'homme.

### **Le rat de grenier**

Le rat de grenier est un rat de taille modérée, svelte et agile. Son museau est fin, ses oreilles sont longues et étroites, et ses yeux proéminents.

Sa queue est généralement plus longue que la tête et le corps. L'espèce a été remplacée dans une certaine mesure par *R. norvegicus* dans de nombreuses zones urbaines, mais elle trouve encore des niches écologiques dans la plupart des régions qui lui permettent de maintenir sa présence. En Asie, de nombreuses espèces de rats sont étroitement liées à *R. rattus*, notamment *R. jalorensis*, *R. argentiventer*, *R. diardii* et *R. exulans*.

Le rat de grenier vit en petits groupes familiaux dans des colonies plus petites que celles du rat de Norvège. On le trouve à la fois à l'intérieur et à l'extérieur des habitations selon le climat. C'est une espèce semi-arboricole, qui grimpe dans les arbustes, les vignes et les arbres, et niche à l'extérieur dans les régions les plus chaudes. Dans les zones tempérées, le rat de grenier vit dans un large éventail de constructions, allant des habitations aux épiceries et aux entrepôts. C'est le rat que l'on trouve le plus fréquemment sur les vaisseaux, et on le connaît aussi sous le nom de « rat des navires ». C'est un grimpeur plus agile que le rat de Norvège, plus lourd, et il est plus largement réparti (Carte 3) tant dans l'hémisphère nord que dans l'hémisphère sud.

En général, le rat de grenier préfère les grains, les semences, les noix et les fruits, mais si nécessaire se tourne facilement vers les insectes et les végétaux. Il peut vivre de céréales pendant des périodes relativement longues sans avoir accès à de l'eau courante. Il se reproduit un peu plus rapidement que le rat de Norvège, avec une période de gestation de 20-22 jours mais moins d'embryons et de jeunes par an.

Le rat de grenier paraît aussi sensible à l'infection par *Y. pestis* que le rat de Norvège et sa mortalité est considérable lorsqu'il est exposé à l'infection. Sa charge pulcicienne est souvent moins importante que celle du rat de Norvège, mais son penchant pour la vie à l'intérieur des habitations en fait un réservoir et une source d'infection efficaces pour la puce et pour l'homme.

### **Le rat polynésien**

*R. exulans* est une petite espèce de rat qui pèse rarement plus de 110 g à l'état sauvage. Il vit généralement au proche voisinage des hommes sur tout son territoire en Asie du Sud-Est et en Indonésie, mais on le trouve aussi dans les champs et les rizières. On l'a trouvé infecté par la peste dans de nombreux pays d'endémie.

### **Le petit bandicot**

Le petit bandicot *R. bengalensis* est un rat de taille moyenne à grande. C'est une espèce fouisseuse, créant de grands systèmes de terriers dans les zones urbaines et dans les champs des zones rurales. Il ne grimpe pas facilement. Il est devenu la principale espèce urbaine dans de nombreuses

villes d'Asie du Sud-Est, notamment à Bombay, Calcutta, Madras, Dhaka, Yangon (Rangoon) et Bangkok. On l'a souvent trouvé infecté par la peste en Inde, au Myanmar (Birmanie) et au Viet Nam et peut servir de réservoir important, car dans certaines régions il est sensible à l'infection mais relativement résistant à la maladie.

### **Le rat à mamelles multiples**

*M. natalensis*, ou rat à mamelles multiples, vit dans de vastes régions d'Afrique subsaharienne et peut atteindre des densités de population élevées. Bien qu'on le trouve fréquemment dans les champs et les clairières, c'est une espèce péri-domestique qui vit au proche contact de l'homme et habite les maisons et les entrepôts de grains. Il est principalement granivore et se nourrit d'herbes sauvages, de millet, de maïs et de riz ainsi que d'aliments stockés dans les habitations et les magasins. En Afrique, ce rat est l'espèce de rongeur la plus importante sur le plan économique, bien que dans certaines régions il soit en train d'être supplanté par le rat de grenier.

Cette espèce se reproduit rapidement : les femelles procréent à 3 mois environ avec une période de gestation de 23 jours. La taille moyenne des portées est de 9,5 à 12,1.

*M. natalensis* est hautement sensible à l'infection pesteuse. Dans de nombreuses régions d'Afrique, c'est le maillon principal de la transmission entre les rongeurs péri-domestiques et les rongeurs sauvages, et le principal réservoir de peste du continent.

### **Lutte contre les rongeurs commensaux**

Il existe différentes méthodes de lutte contre les rongeurs : utilisation de rodenticides chimiques, pièges ou mesures environnementales, notamment exclusion des rongeurs. Les mesures environnementales, si elles sont plus efficaces pour réduire les densités des populations de rongeurs, demandent du temps, et dans une région menacée par la peste, il peut être plus important de réduire immédiatement les populations de rongeurs-réservoirs.

### **Les rodenticides**

La plupart des mesures de lutte contre les rongeurs commensaux dépendent de l'application de rodenticides, incorporés dans des appâts, de la poudre, ou de l'eau (1). Les rodenticides sont classés en composés chroniques (doses multiples, à action lente) ou aigus (dose unique, à action rapide). Les plus largement utilisés sont les anticoagulants : ces composés à action lente sont considérés aujourd'hui par la plupart des programmes de lutte comme les rodenticides de choix contre les rongeurs commensaux. Les rodenticides aigus

sont employés principalement et avec les meilleurs résultats dans des situations qui requièrent une réduction rapide de populations de haute densité. Comme on le verra, certains anticoagulants parmi ceux qui ont été récemment mis au point sont efficaces en une seule prise et la distinction entre les deux groupes est quelque peu vague. Une comparaison en est donnée au *Tableau 7*.

### **Les anticoagulants**

Les rodenticides anticoagulants interrompent le mécanisme qui contrôle la coagulation du sang et provoquent une hémorragie interne mortelle (2). Leur action est cumulative, et la plupart doivent être ingérés sur une période de plusieurs jours pour être efficaces. Les anticoagulants ont deux avantages majeurs sur les rodenticides aigus. Premièrement, ils sont bien acceptés par les rongeurs commensaux lorsqu'ils sont incorporés aux appâts en faible concentration de sorte qu'on ne rencontre généralement pas de problèmes de dosage subléthal ou de méfiance face aux appâts. Deuxièmement, les dangers d'empoisonnement primaire ou secondaire pour les espèces non ciblées sont généralement faibles et, si un empoisonnement accidentel survient chez l'homme ou l'animal, on dispose d'un antidote efficace (phytoménadione—vitamine K). Leur utilisation comporte néanmoins un danger pour les espèces non ciblées et il faut être extrêmement prudent lors de leur application.

Les anticoagulants ont donné des résultats particulièrement bons dans la lutte contre les rats de Norvège. Les rats de grenier y sont moins sensibles, et leur action sur les souris domestiques est très variable. Les dosages recommandés pour les rodenticides anticoagulants sont donnés au *Tableau 8*. Chez les espèces non ciblées, les porcs sont presque aussi sensibles que les rats ; les chats et les chiens le sont modérément ; et les poulets, les lapins et les chevaux sont les moins sensibles à l'empoisonnement.

**Tableau 7 Comparaison entre les rodenticides aigus et chroniques**

<b>Aigus</b>	<b>Chroniques</b>
Avantages	
1. Tuent rapidement	1. Pas de méfiance face à l'appât
2. Cadavres vus par l'utilisateur	2. Bonne méthode pour l'utilisateur inexpérimenté
3. Efficaces en cas de résistance aux anticoagulants	3. Les doses multiples diminuent le risque d'empoisonnement accidentel
4. Quantités relativement faibles d'appâts nécessaires pour tuer	4. Goût agréable car ils demandent de faibles concentrations
	5. La très faible concentration signifie que le coût du produit par kg de formulation est faible
	6. Antidote très efficace et pratique (sauf brométhaline et calciférol)
Inconvénients	
1. Exigent essais préalables de l'appât pour obtenir un résultat	1. Cadavres généralement non visibles (meurent sous abri)
2. Caused méfiance face à l'appât	2. Tendent à être non sélectifs
3. Même lorsque des antidotes existent, le temps manque pour les administrer	3. Action lente; les rongeurs dominants peuvent manger plusieurs doses létales; gaspillage, et risque d'accroissement des dangers d'empoisonnement secondaire
4. Les concentrations relativement élevées accroissent le coût du produit actif par kg de formulation	4. Les quantités relativement importantes de produit exigées pour tuer les rongeurs peuvent conduire à sous-estimer le nombre d'appâts
5. Les concentrations élevées qui sont exigées peuvent donner un mauvais goût	5. Résistance aux anticoagulants
6. Peu sélectif - danger élevé pour les espèces non ciblées	
7. Options de formulations réservées presque entièrement aux appâts de nourriture	

**Tableau 8 Efficacité relative, concentrations recommandées pour donner une DL50 de plusieurs rodenticides anticoagulants aux rats de Norvège**

<b>Anticoagulant</b>	<b>DL50 mg/kg Rat de Norvège</b>	<b>Conc. appât ppm.</b>	<b>DL50 g appât/250g rat</b>
Brodifacoum	0,3	50	1,5
Flocoumafène	0,4	50	2,0
Bromadiolone	1,3	50	6,5
Difénacoum	1,6	50	9,03
Coumatétralyl	16,5	375	11,0
Diphacinone	3,0	50	15,0
Warfarine	58,0	250	58,0
Pival	50,0	250	50,00
Chlorophacinone	20,5	50	102,5

Tous les composés anticoagulants sont virtuellement insolubles dans l'eau, bien que les sels de sodium ou de calcium de la plupart d'entre eux soient solubles dans l'eau et disponibles pour la préparation d'appâts liquides. La chlorophacinone et le bromadiolone sont disponibles en concentrés minéraux solubles dans l'huile. Tous sont chimiquement stables soit en concentré soit sous forme d'appât préparé.

Il existe 12 anticoagulants dans le monde. La plupart sont considérés dans le présent document, notamment les anticoagulants dits « de deuxième génération », le difénacoum, le brodifacoum, le bromadiolone et le flocoumafène, plus récent, qui semble, d'après les données préliminaires, presque aussi toxique que le brodifacoum (3). Comme la disponibilité des différents rodenticides anticoagulants varie considérablement d'un pays à l'autre, la section suivante examine les caractéristiques de ceux qui sont utilisés dans une certaine mesure. Certains sont difficiles à obtenir, bien que des stocks puissent encore exister.

#### **Les anticoagulants de première génération**

*La warfarine.* La warfarine [3-(a-acétonylbenzyl)-4-hydroxycoumarine] a été le premier anticoagulant majeur mis au point en 1950 comme rodenticide. Son utilisation est très répandue. La warfarine a été le plus efficace des premiers anticoagulants utilisés contre le rat de Norvège. Dans de nombreux pays, l'utilisation de la warfarine décline depuis l'introduction des nouveaux anticoagulants plus puissants et le développement d'une résistance physiologique (4).

Le sel de sodium est disponible en concentré à 0,5% ; il se dissout dans l'eau pour donner une concentration finale de 0,05%/mg/ml. Contrairement à la warfarine hautement purifiée incorporée dans les appâts, la solution de

sodium de warfarine peut être décelée par les rats, et du sucre y est généralement ajouté pour en masquer le goût. Les appâts à la concentration de 0-05% ou davantage semblent être mal acceptés.

*La fumarine.* La fumarine, ou coumafuryl [3-(a-cétonylfurfuryl)-4-hydroxycoumarine], est un composé blanchâtre ou de couleur crème fourni en concentré à 0,5% dans de la farine de maïs. Il s'est prouvé aussi efficace et agréable au goût que la warfarine et un sel soluble dans l'eau est utilisé pour la préparation des appâts liquides.

*Le coumachlore.* Le coumachlore [3-(1-p-chlorophényl-2-acétyléthyl)-4-hydroxycoumarine], aussi connu sous le nom de Tomorin, a été l'un des premiers anticoagulants. Bien qu'il soit similaire à la warfarine, c'est le moins toxique des anticoagulants de première génération, et il est un peu moins efficace contre *R. norvegicus*. On l'a appliqué avec succès dans des formulations de poudres.

*Le coumatétralyl.* Le coumatétralyl [3-(a-tétralyl-4-hydroxycoumarine)], connu aussi sous le nom de Racumin, a été largement utilisé contre les trois espèces commensales. On a signalé que le coumatétralyl à 0,03% et 0,05% était extrêmement bien accepté par les rats de Norvège, mieux que la warfarine à 0,025%. A 0,05% il est presque aussi toxique pour les rats de Norvège résistants à la warfarine que la warfarine à 0,005% chez les individus dont la sensibilité est normale (5). Au Danemark, le coumatétralyl ne s'est pas montré efficace sur le terrain contre les rats résistants à la warfarine (6), mais lors d'autres essais de terrain il a été trouvé plus toxique que la warfarine chez la souris domestique. Un degré élevé de résistance au coumatétralyl et de nombreux autres anticoagulants a été signalé en Allemagne (7). Le coumatétralyl est toujours largement utilisé à travers le monde et, après les anticoagulants de la deuxième génération, reste l'un des plus importants parmi les premiers rodenticides anticoagulants.

*Le pival.* Le pival [2-pivalyl-1, 3-indandione], connu aussi sous le nom de Pindone, est une poudre jaune, duveteuse, dont l'odeur est légèrement âcre. Le sel de sodium (Pivalyn) est une poudre granuleuse avec une très faible odeur. Le pival ne se dissout que légèrement dans l'eau ; le dérivé de sodium est soluble jusqu'à 0,1 mg/ml, mais néanmoins il précipite à moins qu'une substance adéquate ne soit ajoutée lorsqu'on l'utilise avec de nombreuses eaux naturelles.

Le pival est disponible en concentré à 2,0% et à 0,5% dans de la farine de maïs. Le sel de sodium est disponible en sachets, dosés pour un litre d'eau. Le pival a un bon rendement contre les trois espèces de rongeurs commensaux. Il a été trouvé aussi efficace que la warfarine contre le rat de grenier et la souris domestique, mais un peu moins efficace contre le rat de Norvège (8).



*La diphacinone.* La diphacinone [2-diphénylacétyl-1,3-indandione] est une substance cristalline jaune pâle, inodore, pratiquement insoluble dans l'eau (le sel de sodium est soluble). La diphacinone est fournie en concentré à 0,1% dans de la farine de maïs et le sel de sodium en concentré à 0,16% mélangé à du sucre pour utilisation dans des appâts de céréales ou d'eau. Le concentré est ajouté à l'appât (1:19) pour donner une concentration finale de 0,005% de diphacinone.

On signale que la diphacinone est considérablement plus toxique pour les rats, les souris, les chiens et les chats que la warfarine. La diphacinone à une concentration de 0,0125% a été considérée comme le plus efficace des anticoagulants contre le rat de grenier. Une résistance a été signalée au Danemark, où le composé n'a eu aucun effet sur des rats de Norvège résistants au bromadiolone (9).

*La chlorophacinone.* La chlorophacinone [2(2-p-chlorophényl-a-pénylacétyl)-1, 3-indandione], connu aussi sous le nom de Kozol, a été trouvé plus toxique pour les rats de Norvège et les souris domestiques que la warfarine. Il est disponible en concentré à 0,28'4 dans de l'huile minérale, pour dilution dans des appâts afin de donner une concentration de 0,005%. Une formulation de poudre à 0,2% pour utilisation contre les rats de Norvège et les souris domestiques est également commercialisée. Une résistance à la chlorphacinone a été signalée chez *R. rattus diardii* en Malaisie (10) et en Allemagne (8).

### **Les anticoagulants de deuxième génération**

*Le difénacoum.* Le difénacoum [3-(3-p-diphényl-1,2,3,4-tétrahydronaph-1-yl)-4-hydroxycoumarin] est très proche du coumatétralyl. Il a été découvert au Royaume-Uni alors que l'on recherchait des rodenticides alternatifs pour pallier les problèmes de résistance des rats aux anticoagulants. Probablement à cause de la nouvelle structure de la molécule, le difénacoum s'est montré toxique pour les rats de Norvège résistants à la warfarine ou à d'autres anticoagulants.

Les rapports de laboratoire et de terrain sur l'efficacité du difénacoum ont démontré qu'il était un excellent rodenticide contre le rat de Norvège, notamment les populations résistantes à la warfarine (11). Il est également hautement toxique pour *R. rattus* et *M. musculus*. Dans les essais contre des colonies confinées de souris sauvages résistantes à la warfarine, le difénacoum a provoqué 88,9% et 97,0% de létalité lorsqu'il a été mis dans des appâts à 0,005% et 0,01% respectivement pendant 21 jours en présence de nourriture non empoisonnée (12).

Des essais initiaux de difénacoum sur le terrain (3) dans des fermes en Angleterre et au Pays de Galles ont donné d'excellents résultats pour la lutte contre les populations de rats de Norvège résistantes à la warfarine avec une utilisation à 0,005-0,01%. Aucune différence d'efficacité n'a été prouvée, et la concentration la plus faible a été recommandée pour utilisation sur le terrain. Les premiers rapports au sujet d'une résistance au difénacoum ont été reçus en 1976, et en 1980 des populations résistantes de rats de Norvège étaient établies dans le Hampshire (Angleterre). D'autres rapports indiquent la survenue occasionnelle de résistance au difénacoum chez le rat de grenier en France et en Angleterre, et chez la souris domestique au Royaume-Uni (13).

*Le brodifacoum.* Le brodifacoum 3-(3-[4'-bromobiphényle-4-yl]-1,2,3,4-tétrahydronaphth-1-yl)-4 hydroxycoumarin] est étroitement lié au difénacoum, mais est plus toxique que ce dernier (14). Le brodifacoum, même à petites doses, est hautement toxique, bien davantage que la plupart des rodenticides aigus. Ainsi est-il plus dangereux pour les espèces non ciblées que les anticoagulants décrits précédemment. Son extrême toxicité suggère que le brodifacoum soit utilisé comme poison « en une seule dose » ; c'est-à-dire qu'il soit utilisé de la même manière que les rodenticides aigus. Son utilisation dans les traitements anticoagulants conventionnels (pose d'appâts jusqu'à l'arrêt de l'alimentation) a permis de contrôler totalement la situation lorsqu'il était incorporé soit à 0,002, 0,001 ou à 0,005% (15). Le brodifacoum est recommandé à une concentration sur le terrain de 0,005% contre le rat de Norvège.

En laboratoire, le brodifacoum a permis de détruire complètement des rats de Norvège à la fois résistants à la warfarine et non résistants, à une concentration de 0,005% dans des appâts pendant deux jours, ou à 0,001% pendant un jour. A 0,005% une destruction complète de *R. rattus* résistants à la warfarine a été obtenue dans des essais d'alimentation sur deux jours et on a constaté que des souris domestiques résistantes étaient également sensibles. Dans des essais effectués dans des enclos, avec des souris résistantes à la warfarine à qui on avait administré une nourriture alternative, le brodifacoum à 0,002, 0,005 et 0,01% dans des appâts de céréales a donné des taux de destruction de respectivement 98,6, 98,4 et 100%, et les résultats ont été légèrement meilleurs qu'avec le difénacoum. Il a aujourd'hui été largement testé contre différentes espèces dans de nombreux pays et il est généralement efficace contre la plupart des rongeurs nuisibles et espèces-réservoirs (16).

*Le bromadiolone :* Le bromadiolone, 3-[3-(4'-bromo[1,1'biphényle-4-yl)-3-hydroxy-1-phénylpropyl]-4-hydroxy-2H-1-benzopyrane-2-one], est un autre dérivé d'hydroxycoumarin. C'est une poudre blanche, non soluble dans l'eau, mais soluble dans l'acétone, l'éthanol et le diméthylsulfoxyde. Le bromadiolone est hautement toxique pour les rats et les souris. Il est bien accepté par les rats de Norvège à une concentration de 0,005% dans des

appâts et extrêmement efficace contre cette espèce (DL50 inférieure à 1,2 mg/kg). Les souris domestiques sont également sensibles au bromadiolone.

Le bromadiolone à 0,005% dans des appâts pendant une nuit n'a provoqué une létalité de 100% que dans des groupes tests de rats de Norvège sauvages et de souris domestiques. Son efficacité, ainsi que celle du brodifacoum et du flocoumafène, a conduit à l'utilisation expérimentale de chacun de ces poisons anticoagulants dans des quantités restreintes d'appâts, des poses d'appâts minimales ou « pulsées » à des intervalles de cinq à sept jours sur une période de plusieurs semaines. Dans de nombreux essais sur le terrain à l'intérieur et en plein air effectués aux Etats-Unis et en Europe, il a permis de maîtriser 70-100% des rats de Norvège, 85-100% des rats des toits et de réduire de 75% à près de 100% les populations de souris domestiques (17).

En 1982, on a signalé que les populations de rats de Norvège au Royaume-Uni étaient légèrement résistantes à ce composé en dépit de son efficacité contre les souches résistantes au difénacoum. Les essais sur le terrain n'ont permis d'atteindre que 51% de létalité après 14 jours de pose d'appâts et 83% après 35 jours, valeurs qui sont comparativement défavorables avec les résultats obtenus durant des essais sur des populations sensibles (3). Les tests de laboratoire sur les souris ayant survécu à un traitement par le brodifacoum dans des bâtiments de ferme ont montré que certains individus étaient résistants au bromadiolone. Des résultats semblables concernant une tolérance accrue au bromadiolone ont été observés chez des souris domestiques au Canada. Une résistance au bromadiolone et au difénacoum a été détectée au Danemark chez des rats de Norvège et en Suède chez des souris domestiques.

*Le flocoumafène.* Le flocoumafène est lié chimiquement au brodifacoum [3= (4'-trifluorométhylbenzyle-oxyphényle-4-yl)-1,2,3,4-tétrahydro-1-naphthyle-4-hydroxycoumarine] ; c'est une poudre blanc cassé, presque insoluble dans l'eau, légèrement soluble dans l'alcool et soluble dans l'acétone. Il est recommandé pour utilisation dans des appâts de grains à 0,005% et de blocs de céréales liés par de la cire.

Les DL50 orales aiguës ont été déterminées à 0,4 mg/kg pour le *R. Norvegicus* mâle de laboratoire, et à 0,8 mg/kg pour le *M. musculus* mâle de laboratoire. La DL50 pour les rats mâles se compare favorablement à celle du brodifacoum à 0,3 mg/kg, ce qui fait du flocoumafène le deuxième anticoagulant le plus toxique pour *R. norvegicus*. Des tests « sans choix » sur une souche galloise homozygote de *R. norvegicus* résistante à la warfarine et sur des souris domestiques résistantes ont tué tous les animaux après un jour seulement d'alimentation à l'aide d'ingrédient actif à 50 ppm. Des essais de terrain effectués en Angleterre utilisant du flocoumafène à 0,005% contre *M. musculus* ont démontré qu'il n'y avait plus de consommation d'appâts

16 jours après la pose du premier appât et plus aucune activité après 24 jours. Une résistance au flocoumafène dans une population de rats de Norvège a déjà été signalée au Royaume-Uni (18).

### **Les rodenticides aigus**

Les rodenticides à action aiguë utilisés dans la lutte contre les rongeurs commensaux sont groupés en trois catégories selon le risque à l'utilisation.

- (1) Les composés qui sont hautement toxiques et extrêmement dangereux pour l'homme et les animaux non ciblés ;
- (2) Les composés qui sont à la fois modérément toxiques et dangereux pour l'homme et les animaux non ciblés, et qui exigent des précautions considérables lors de leur utilisation ; et
- (3) Les composés dont la toxicité est relativement faible, qui sont les moins dangereux pour l'homme et l'animal.

Les caractéristiques principales des composés examinés figurent dans le Tableau 9. A l'exception du phosphore de zinc et du calciférol, peu sont encore largement utilisés comme rodenticides. Tous les composés décrits ont un inconvénient ou un autre, soit en matière de toxicité, d'acceptabilité, de sécurité d'emploi ou à cause des dangers d'empoisonnement secondaire. Les règlements qui régissent leur utilisation varient d'un pays à l'autre ; c'est principalement pour cette raison et pour des motifs de référence historique que l'on décrit ici certains des composés les mieux connus, mais qui ne sont plus recommandés aujourd'hui comme rodenticides. Un certain nombre de ces produits sont toujours stockés dans certains pays, et il faut à tout prix s'efforcer de se débarrasser en toute sécurité de ceux qui pourraient être toxiques pour l'homme et les animaux non ciblés.

### **Les rodenticides extrêmement dangereux**

*Le trioxide d'arsenic.* Le trioxide d'arsenic, AS203, lorsqu'il est chimiquement pur, est une fine poudre blanche, pratiquement insoluble dans l'eau et chimiquement stable dans l'air. Le composé impur a un goût très acide. Les premiers rapports sur des essais de terrain indiquaient qu'on pouvait s'attendre à des destructions de rats de Norvège de 85% à 100% au moyen d'empoisonnements effectués après un appâtage préalable adéquat. Les appâts traités par l'arsenic sont aussi relativement efficaces contre les rats de grenier, mais pas contre les souris domestiques.

**Tableau 9** Caractéristiques des rodenticides aigus et subaigus

Composé	Dose létale mg/kg	% utilisé dans appâts	Efficacité espèce			Danger pour l'homme	
			Rn	Rr	Mm	Recommandé ?	
Trioxide d'arsenic	13-25	1,5	x	x	x	extrême	non
Brométhaline	2,5	0,005	x	x	x	modéré	
Cimidine	1-5	0,5	x	x		extrême	
Fluroacétamide	13-16	2,0	x	x	x	extrême	
Fluoracétate de sodium	5-10	0,25	x	x	x	extrême	
Strychnine	6-8	0,6	x			extrême	
Sulfate de thallium	25	1,5	x	x	x	extrême	non
Alpha-chloralose	300	4,0	x			modéré	
Alpha-chlorohydrine	165	1,0	x	x		modéré	
ANTU	6-8	1,5	x			extrême	non
Calciférol	40	0,1	x	x	x	modéré	
Phosphure de zinc	40	1,0	x	x	x	modéré	
Scille rouge	500	10,0	x			faible	

a. DL50 pour *R. norvegicus*

b. Rn=*R. norvegicus* Rr=*R. rattus* Mm=*M. musculus*

c. Recommandation du Comité d'experts OMS (19)

Le trioxide d'arsenic est un poison à action lente. La mort survient chez les rats de quelques heures à plusieurs jours après l'empoisonnement, la corrosion de la paroi gastro-intestinale provoquant une hémorragie et un choc. Le trioxide d'arsenic est aussi toxique pour l'homme, les animaux domestiques et les oiseaux. Il existe un léger degré de sécurité, en particulier chez les chats et les chiens, du fait que l'empoisonnement à l'arsenic peut provoquer des vomissements. L'arsenic pouvant être absorbé par des coupures ou des blessures cutanées, le port de gants est indispensable pour la préparation ou la manipulation des appâts.

L'utilisation de trioxide d'arsenic comme rodenticide n'est pas recommandée par le Comité d'experts OMS de 1973 (19) et son utilisation n'offre aucun avantage. Il ne doit pas être utilisé dans les programmes de lutte contre les réservoirs de peste.

*La brométhaline.* La brométhaline [N-méthyle-2, 4-dinitro-N-(2,4,6-tribromo-phényle)-6-(trifluorométhyle) benzénamine] fait partie de la classe des diphénylamines toxiques mises au point comme produit de remplacement possible des rodenticides anticoagulants. La brométhaline est un rodenticide hautement toxique, en doses unique ou multiples. La mort suit une dose létale (à la première prise) en deux à cinq jours. Il s'est montré efficace contre les trois espèces de rongeurs commensaux.

La brométhaline technique est un solide cristallin jaune pâle, inodore. Il est soluble dans de nombreux solvants organiques mais insoluble dans l'eau. La brométhaline est disponible en concentré à 0,5% à mélanger pour obtenir une concentration finale de 0,005% dans des appâts prêts à l'emploi.

La brométhaline à des niveaux aussi faibles que 10 ppm a donné des taux de destruction de 100% chez des rats de Norvège de laboratoire après administration pendant une nuit. La brométhaline ne provoque apparemment pas de méfiance face à l'appât chez les rongeurs. La DL50 pour les rats de Norvège mâles et femelles est de 2,46 et 2,01 mg/kg, respectivement. Les souris domestiques requièrent entre 5,25 et 8,13 mg/kg et les rats de grenier 6,6 mg/kg pour une DL50. Lors de tests d'alimentation à libre choix, la brométhaline a été bien acceptée par les rats de Norvège, les souris domestiques et les rats de grenier à 50 ppm. La brométhaline a été trouvée efficace contre les rats de Norvège résistants aux anticoagulants et les souris domestiques (20).

Les données provenant de tests sur le terrain indiquent que la brométhaline est exceptionnellement efficace contre les rats de Norvège et les souris domestiques dans une variété d'habitats. Des traitements par la brométhaline ont été administrés pendant des périodes de 7 à 30 jours, avec une durée moyenne de 14 et 16 jours respectivement pour les rats de Norvège et les souris domestiques. La longue durée du traitement est due en partie au temps qui s'écoule entre l'administration et le moment de la mort. Une réduction du nombre des rongeurs dépassant 90% a été obtenue dans la plupart des essais de terrain.

*La crimidine.* La crimidine (2, chloro-4, diméthylamino-6, méthyl-5 pyrimidine), aussi appelée Castrix, a été mise au point en Allemagne dans les années 1940 et évaluée ensuite aux Etats-Unis. En partie à cause de son extrême toxicité (DL50 orale de 1-5 mg/kg pour les rats de Norvège), mais surtout étant donné la disponibilité de sodium de fluoracétate et de warfarine, la commercialisation de la crimidine n'a jamais été acceptée. En dehors de l'Allemagne et du Danemark, son utilisation a été assez limitée (21).

La crimidine est un poison à action rapide. Les symptômes apparents sont typiques d'une stimulation du système nerveux central. A la suite de l'ingestion orale et d'une période de latence de 15-45 minutes, des convulsions se produisent de manière intermittente, se terminant par la mort – ou par une guérison complète dans le cas de l'administration d'une dose sublétales. Ce rodenticide est toxique pour les chiens et les chats ainsi que pour les rongeurs. Il a été signalé qu'il était acceptable pour les rats à des

concentrations de 0,25-1,0% dans des appâts. Une concentration à 1% a détruit tous les rats de Norvège en deux heures et les concentrations plus faibles étaient létales en moins de 12 heures.

La vitamine B6 est un antidote efficace contre l'empoisonnement par la crimidine chez les chats et les chiens, même après le début des convulsions. La disponibilité de cet antidote fait que la crimidine, comme la phosacétime, occupe une place unique parmi les rodenticides hautement toxiques.

*Le fluoroacétamide.* Le fluoroacétamide a d'abord été proposé comme rodenticide sous prétexte qu'il était plus facile à fabriquer et à manipuler que le sodium de fluoracétate. Le début de l'effet a aussi été trouvé plus lent que pour le sodium de fluoracétate, ce qui a provoqué l'ingestion de plusieurs fois la dose mortelle avant l'apparition des symptômes d'empoisonnement. Lors d'essais de terrain contre les rats de Norvège dans des égouts, le fluoroacétamide à 2% dans des appâts s'est montré plus efficace que le fluoracétate de sodium à 0,25%.

Le fluoroacétamide est efficace contre les trois espèces de rats commensaux. Toutefois, son utilisation a été surtout limitée au traitement des rats d'égouts (22). Le fluoroacétamide à 1% dans des appâts a donné d'excellents résultats (99% et 100%) dans deux essais contre *R. rattus* dans des égouts. Le poison a été incorporé à des blocs de cire de paraffine contenant des boulettes d'avoine et 5% de sucrose. On a signalé que l'application d'appâts traités au fluoroacétamide dans plusieurs fermes aux Pays-Bas avait permis l'éradication de populations de rats de Norvège résistantes aux anticoagulants.

Bien que le fluoroacétamide soit légèrement moins toxique que le fluoracétate de sodium, il est utilisé à une concentration plus élevée dans les appâts ; aussi est-il tout aussi dangereux pour les animaux domestiques et pour l'homme, et sujet aux mêmes restrictions d'utilisation. Dans les endroits où il est encore disponible, il ne devrait être utilisé que par du personnel autorisé convenablement formé, dans des circonstances où les animaux non ciblés ne peuvent pas avoir accès aux appâts. Il ne doit pas être accessible pour un usage généralisé.

*Le fluoracétate de sodium.* Ce composé est également connu sous le code 1080. Les premiers travaux sur les composés de monofluoracétate ont été effectués en Pologne et on a donné aux Etats-Unis le numéro de code de laboratoire 1080 à l'un des composés découverts, le fluoracétate de sodium. Le fluoracétate de sodium est un sel blanc, inodore, à consistance de poudre,

insipide et hautement soluble dans l'eau. Il est chimiquement stable dans l'air, mais n'est pas tout à fait stable dans l'eau avec des solutions devenant moins toxiques avec le temps.

Le fluoracétate de sodium est hautement toxique pour les rats, les souris, les animaux domestiques, les oiseaux et les primates. Il agit rapidement, provoquant des symptômes chez les rats en l'espace de 30 minutes ou moins et la mort en une à huit heures. Les rats ne détectent pas le fluoracétate de sodium dans les appâts, et au moment où surviennent les symptômes d'empoisonnement, une dose létale a généralement été consommée. Dans les traitements de surface on utilisera de préférence le fluoracétate de sodium dans de l'eau, car les céréales et autres appâts hautement toxiques peuvent être déplacés par les rats et difficiles à récupérer. Il a été utilisé principalement à une concentration de 0,025% dans de l'eau ou des appâts solides

L'utilisation de fluoracétate de sodium devrait être réservée aux égouts, aux navires et autres structures où l'opérateur peut contrôler entièrement le rodenticide et l'environnement (23). Par exemple, il a été utilisé dans des moulins à nourriture pour animaux en fin de semaine, lorsque les locaux traités étaient verrouillés, surveillés par des patrouilles, et tous les lieux où étaient déposés les appâts étaient répertoriés. Les surplus d'appâts empoisonnés, les boîtes d'appâts et les cadavres de rats doivent être ramassés et incinérés ou enterrés profondément.

Il ne doit être appliqué que par du personnel convenablement formé dans des conditions où les animaux non ciblés n'ont pas accès aux appâts, et ne doit pas être disponible pour une utilisation générale.

*La strychnine.* La strychnine, un alcaloïde, est un composé blanc, cristallin, insoluble dans l'eau. Le sulfate est légèrement soluble dans l'eau. L'alcaloïde et le sulfate ont tous deux un goût amer. La strychnine et ses sels sont hautement toxiques pour tous les mammifères. Une DL50 de 6-8 mg/kg est administrée dans le cas de *R. norvegicus*. La strychnine produit de violents spasmes musculaires, les symptômes apparaissant souvent en quelques minutes. La mort, par paralysie du système nerveux central, se produit généralement en une demi-heure ou moins. La strychnine n'est pas efficace contre les rats de Norvège, qui détestent son goût amer, mais elle a été utilisée pour la lutte contre les souris domestiques (mélangée à des flocons d'avoine ou du millet).



Son utilisation n'est pas recommandée à cause de sa haute toxicité (elle provoque une mort rapide et violente) et de sa stabilité, qui peuvent causer des problèmes d'empoisonnement secondaire à d'autres animaux. Même lorsqu'elle est disponible, elle ne doit pas être utilisée dans les programmes de lutte contre les réservoirs de peste.

*Le sulfate de thallium.* Le sulfate de thallium (TI<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>) est une matière blanche cristalline, stable dans l'air et dans les appâts et soluble dans l'eau. Il est inodore et insipide lorsqu'il est chimiquement pur et les rongeurs l'acceptent facilement dans les appâts. Le sulfate de thallium présente à la fois des avantages et des inconvénients comme rodenticide. Son acceptation facile dans les appâts et son action lente sont des avantages certains. Toutefois, les appâts traités, n'ayant ni saveur ni odeur, peuvent facilement être absorbés accidentellement par des oiseaux ou des mammifères, notamment l'homme. D'autres inconvénients tiennent à sa solubilité, à son effet cumulatif et aux dangers associés à l'empoisonnement secondaire. Il est facilement absorbé par des coupures et des plaies cutanées et des gants de caoutchouc doivent être portés pendant la manipulation et lorsqu'on le mélange à des appâts ou à de l'eau.

Le sulfate de thallium est hautement toxique pour les rats de Norvège et la plupart des autres mammifères. Il a une action lente comparé aux autres rodenticides et bien que la mort puisse survenir en 36 heures, elle peut prendre jusqu'à six jours. Le sulfate de thallium a été utilisé à une concentration de 0,5-2% dans des appâts solides ou liquides.

En dépit de son efficacité et de son acceptabilité prouvées pour les rongeurs, l'utilisation de sulfate de thallium est interdite pour des raisons de sécurité dans de nombreux pays. Un Comité d'experts de l'OMS a recommandé de ne pas l'utiliser : il ne devrait être employé dans aucun programme de lutte contre les réservoirs de la peste (19).

### **Les rodenticides modérément dangereux**

*L'alpha-chloralose.* L'alpha-chloralose est un narcotique utilisé pour la lutte contre les souris. Il agit en retardant le processus métabolique, provoquant la mort par hypothermie. Il est surtout efficace lorsque les températures extérieures sont en dessous de 16 °C. Chez les souris, les symptômes d'empoisonnement se produisent après 20 minutes, ce qui provoque une absorption inadéquate d'appât et un empoisonnement subléthal. Son efficacité est optimale lorsqu'il fait frais, et lorsqu'il est utilisé contre les petits rongeurs tels que les souris, qui ont un rapport surface-volume élevé

(24). L'alpha-chloralose n'est pas recommandé comme raticide. Il est recommandé pour utilisation à l'intérieur, seulement contre les souris domestiques dans des appâts à 2-4%. Il n'a aucun rôle dans les programmes de lutte contre les réservoirs de peste.

*L'alpha-chlorohydrine.* L'alpha-chlorohydrine (3-chloro-1.2-propanediol), connue aussi sous l'appellation U-5897 et EPIBLOC, est un toxique/stérilisant chimique en dose unique. Il s'agit d'un liquide de couleur paille claire, miscible dans l'eau et dans la plupart des solvants organiques. Elle est fournie en concentration à 1% dans des appâts faits d'un mélange de graines de céréales.

L'alpha-chlorohydrine est généralement efficace contre les rats de Norvège, mais l'est moins contre les rats de grenier et n'a pas d'effets permanents contre les souris domestiques et les rats de Polynésie. Chez le rat de Norvège, la marge entre la dose stérilisante et la dose létale est faible et seul le rat mâle ayant atteint la maturité sexuelle est stérilisé. Elle est médiocrement acceptée par les rats de Norvège, tant par les animaux de laboratoire que sauvages, lorsqu'on leur donne le choix entre plusieurs appâts.

Les essais d'alpha-chlorohydrine sur le terrain ont donné des résultats contradictoires. Plusieurs essais ont signalé des destructions de modérées à élevées (70-90%), avec un pourcentage élevé de mâles adultes rendus stériles et un déclin continu de la population. Dans d'autres études, même un niveau élevé de stérilité chez les mâles adultes n'a pas diminué les grossesses chez les femelles, et l'accroissement de la population n'a pas été affecté. Il est difficile de voir quel rôle peut jouer ce stérilisant chimique dans un programme de lutte contre la peste.

*L'ANTU.* L'alpha-naphtyle-thiourée (ANTU) est une poudre fine gris-blanc ; son goût amer n'est pas toujours discernable. Insoluble dans l'eau, c'est une substance hautement toxique pour les rats de Norvège sauvages adultes, les chiens et les porcs. L'ANTU est un composé à action lente, les rats mourant jusqu'à 48 heures après ingestion. La mort survient par noyade ou œdème pulmonaire.

L'ANTU est efficace contre les rats de Norvège adultes ; les jeunes *R. norvegicus*, les rats de grenier et les souris domestiques y sont beaucoup moins sensibles. Les rats qui ingèrent une dose sublétales peuvent développer une tolérance vis-à-vis des doses subséquentes, jusqu'à 50 fois la dose létale normale. La tolérance peut persister pendant une période allant jusqu'à six mois. C'est la raison pour laquelle l'ANTU ne doit pas être utilisé contre la

même population de rats plus d'une fois tous les six mois. On a utilisé l'ANTU à une concentration de 1-2% dans des appâts de céréales, de poisson ou de viande hâchée et incorporé dans de la poudre (20% d'ANTU et 80% de pyrophyllite). Des essais de terrain ont été effectués en utilisant des appâts de poison déposés directement ; dans d'autres tests, la poudre a été placée à l'ouverture des terriers et sur les parcours, avec de bons résultats.

Le Comité d'experts de l'OMS, notant l'induction potentielle de tumeurs de la vessie chez l'homme par la 2-naphthylamine (une impureté à 2% dans l'ANTU), a recommandé de ne pas utiliser l'ANTU (19). Dans les endroits où il est encore disponible, il ne devrait pas être utilisé pour la lutte contre les rongeurs-réservoirs de peste.

*Le calciférol.* Le calciférol (vitamine D2, ergostérol activé) a été utilisé dans la lutte contre les souris domestiques et les rats de Norvège tant sensibles que résistants aux anticoagulants. C'est une substance blanche cristalline, légèrement soluble dans les huiles végétales et soluble dans les solvants organiques tels que l'acétone, le chloroforme, et l'éther. Le calciférol est instable et se dégrade en substances moins toxiques lorsqu'il est exposé à la lumière solaire, à l'air ou à l'humidité. Le calciférol est un complément alimentaire couramment utilisé dans le lait homogénéisé, l'alimentation des nourrissons, la nourriture des animaux et les vitamines. Lorsqu'il est pris en quantités toxiques, il favorise l'absorption du calcium de l'intestin et des tissus osseux. Il en résulte un niveau élevé de calcium dans le sang qui se dépose dans les poumons, le système cardio-vasculaire et les reins. La mort survient chez les rats de quatre à huit jours après l'absorption d'appâts de calciférol.

La toxicité aiguë du calciférol par voie orale pour *M. musculus* est de 15,7 mg/kg et pour *R. norvegicus* de 40 mg/kg. La toxicité orale chronique sur trois jours pour chaque espèce est respectivement de 8 mg/kg et de 11,5 mg/kg. Le calciférol est agréable au goût pour les rats et les souris à une concentration de 0,1% dans des appâts. Les appâts traités ne sont généralement bien acceptés que pendant les deux ou trois premiers jours, puis avec la survenue des symptômes d'empoisonnement, les animaux cessent pratiquement de se nourrir et de boire.

Les traitements par le calciférol sont similaires aux traitements par les anticoagulants. Des essais de terrain avec des appâts de calciférol à 0,1% contre des rats de Norvège dans une ferme située dans une région du Danemark où ces derniers sont résistants à la warfarine, ont été couronnés de succès dans la plupart des cas, bien que de la nourriture alternative ait été abondante. Dans un essai contrôlé contre *R. norvegicus* dans des fermes du

Hampshire, 20-50% des rats ont survécu en dépit d'un accès répété au poison (25). Dans six essais de terrain contre des souris domestiques qui infestaient des bâtiments de ferme, des taux de létalité atteignant 97-100% ont été obtenus (12).

Le calciférol est toxique pour de nombreux mammifères, notamment l'homme, mais son action lente laisse suffisamment de temps pour prendre des antidotes (cortisone et calcitonine de procaïne). Il peut exister un danger d'empoisonnement primaire pour les oiseaux. Le calciférol peut être utilisé contre des populations isolées de rats de Norvège ou de souris domestiques résistantes aux anticoagulants, mais son coût élevé tend à empêcher son utilisation dans des opérations d'empoisonnement des rats à grande échelle. Etant donné son action subaiguë, il est possible que des dosages sublétaux se développent, avec comme conséquence une méfiance face aux appâts ; il est recommandé de procéder à des poses d'appâts préalables lorsque la nourriture alternative est abondante.

Ce rodenticide n'est pas recommandé pour utilisation dans la lutte contre les rongeurs-réservoirs.

*Le phosphore de zinc.* Le phosphore de zinc est une fine poudre gris foncé. Il s'agit d'un bon rodenticide à usage général, qui a été largement employé pendant plusieurs décennies pour lutter contre un certain nombre d'espèces de rongeurs. Bien qu'il soit assez stable dans l'air et l'eau, il se dégrade en présence d'acides dilués, libérant un gaz de phosphine hautement toxique. Le phosphore de zinc a une action modérément rapide : la mort peut survenir en moins d'une heure, la plupart des rats succombant à une insuffisance cardiaque accompagnée d'atteintes hépatiques et rénales. On l'utilise généralement à 1-2,5% dans des appâts de céréales, de poisson, de viande, de légumes ou de fruits ; parfois on utilise une matière grasse ou une huile comme liant. Les caractéristiques qui rendent le phosphore de zinc attractif pour les rongeurs domestiques (odeur, goût et couleur) repoussent apparemment les autres espèces de mammifères. Il a été bien noté quant à sa sécurité d'emploi, bien qu'il soit toxique pour l'homme et les animaux domestiques, en particulier les poulets (26). On a signalé des empoisonnements primaires et secondaires chez les animaux domestiques et sauvages. Le port d'un masque est nécessaire lorsque l'on mélange les appâts afin d'éviter l'inhalation de la poudre ; le port de gants est également recommandé lors de l'application d'appâts frais.

La longévité des appâts au phosphore de zinc prêts à l'emploi sous les tropiques peut être considérablement réduite par la chaleur et l'humidité extrêmes, et les appâts doivent donc être utilisés aussi frais que possible.

On peut toujours considérer le phosphore de zinc pour une utilisation à large échelle en tant que poison contre les rongeurs commensaux (23).

### **Les rodenticides aigus présentant un risque minime**

*La scille rouge.* La scille rouge est tirée du bulbe d'une plante ressemblant à l'oignon, *Urginea maritima*, qui pousse près de la Méditerranée. Les bulbes sont coupés en tranches, séchés et broyés pour obtenir une fine poudre rougeâtre. La scille se conserve bien dans une boîte ou une bouteille fermée hermétiquement, mais perd lentement sa toxicité lorsqu'elle est exposée à l'air. Une méthode pour stabiliser la poudre a été mise au point, avec une formule permettant une DL50 minimum de 500 mg/kg pour les rats de Norvège. La scille est utilisée comme raticide depuis le Moyen Age, sa toxicité dépendant de la présence d'un glucoside (le scilliroside). Son action est similaire à celle de la digitale, provoquant une paralysie cardiaque ; elle est modérément lente et la mort survient dans les 24 heures (23).

La poudre de scille rouge a un goût amer et des vomissements sévères surviennent après ingestion. En dépit de son goût, la scille est assez bien acceptée par les rats de Norvège, au début du moins, mais ne doit pas être utilisée dans des concentrations de plus de 10%. La scille rouge n'est pas efficace contre les rats de grenier mais a été incorporée dans de la poudre pour lutter contre les souris domestiques. Sa toxicité est différente selon le sexe chez les rats de Norvège, les femelles étant deux fois plus sensibles. Les rats qui ingèrent une dose sublétales de poison se méfient ensuite des appâts pendant longtemps. Des essais de terrain ont révélé que seuls environ 75% des populations de rats avaient été tués lorsque la scille était utilisée dans des appâts liquides. Des essais en laboratoire et sur le terrain ont montré que le scilliroside stabilisé était un rodenticide hautement efficace contre les rats de Norvège lorsqu'on l'utilise à une concentration de 0,015% dans des appâts de céréales (27).

S'il est généralement considéré comme sans danger car il a une action émétique chez les animaux capables de vomir, le produit peut être extrêmement irritant pour la peau et doit être manipulé avec des gants de caoutchouc. Son utilisation a été proscrite dans certains pays comme un poison cruel et, étant donné les problèmes associés à son utilisation, la scille rouge n'est pas recommandée pour la lutte contre les rongeurs-réservoirs de peste.

### **L'utilisation des anticoagulants**

Lors de l'utilisation d'anticoagulants contre les rats ou les souris, il n'est pas nécessaire de poser des appâts au préalable. Il est essentiel de surveiller la zone infestée et d'enregistrer les sites où déposer les appâts. Les appâts doivent être installés sous abri et protégés des conditions atmosphériques et des autres animaux. Une protection adéquate peut être fournie par des matériaux qui se trouvent sur place, tels que des briques ou des planches, mais des récipients pour les appâts sont parfois nécessaires ou souhaitables. S'il est nécessaire d'utiliser des récipients, ils doivent être installés 4-10 jours avant la pose des appâts, permettant ainsi aux rongeurs de les examiner à fond.

Il est extrêmement important de garder un surplus d'anticoagulants pendant toute l'opération. Lorsqu'une grande quantité est utilisée au début (25-50 g pour les souris et 200 g ou plus pour les rats à chaque point d'appâtage) et que les stocks sont renouvelés au fur et à mesure, les intervalles entre les visites peuvent être prolongés. Si l'infestation est importante, les appâts doivent être contrôlés chaque jour ou tous les deux jours, du moins au cours de l'étape initiale du traitement, et il faut ajouter de nouveaux appâts si nécessaire. Lorsque aucun appât n'est plus consommé, généralement après deux ou trois semaines, l'excédent d'appât doit être brûlé ou enterré. Toutes les traces visibles de rongeurs doivent être supprimées, et il faut surveiller les traces fraîches quelques jours plus tard. Si de nouvelles traces sont trouvées, il faut essayer un autre appât appétissant. Avec les rats, il n'est généralement pas nécessaire de changer aussi d'anticoagulant, bien que l'on puisse le faire si un autre produit est disponible. Dans le cas de souris survivantes, il est préférable d'adopter une autre méthode de lutte, en utilisant soit un rodenticide aigu, soit un piège.

Un traitement raticide implique généralement de surveiller les zones infestées et de laisser environ 200 g d'appâts anticoagulants aux endroits, ou près des endroits, où des traces de rats ont été trouvées. Chaque site est ensuite réinspecté le deuxième, le quatrième et le septième jours de chaque cycle de sept jours. Les sites où les appâts sont déposés et où l'alimentation est active sont enregistrés sur des fiches de travail et le programme des inspections se poursuit jusqu'à ce que cesse la consommation des appâts.

Les anticoagulants de deuxième génération se sont révélés tellement létaux en une seule prise pour les rats et les souris sensibles qu'une stratégie alternative de pose d'appâts a été mise au point. Cette stratégie est dite appâtage « pulsé » ou « minimal ». La stratégie consiste à utiliser un grand nombre de petits appâts (5-15 g) selon un programme d'appâtage d'une fois

tous les 5-7 jours, en plaçant les petits appâts dans tous les endroits où de grandes quantités d'anticoagulants de première génération auraient normalement été déposés. Le but est de minimiser le risque de consommation d'une quantité excessive d'appât par un seul rongeur. Cela permet aussi, vu l'extrême toxicité des nouveaux rodenticides, d'utiliser des quantités minimums d'appâts pour atteindre une destruction satisfaisante, au lieu des quantités de saturation (200 à 500 g) employées avec les anticoagulants de première génération. L'effet de cette stratégie est qu'après une pose d'appâts, jusqu'à 75% de la population initiale devrait être détruite ou agonisante après une semaine ; une deuxième « impulsion » ou appâtage réduit à nouveau la population de 75% et une troisième « impulsion » 14 jours plus tard donne une létalité finale allant jusqu'à une quasi-extinction (98,5-100% de létalité). Des essais de terrain utilisant la méthode d'appâtage « par impulsion » ont démontré son efficacité dans toute une variété d'habitats. Ses avantages résident dans les économies considérables réalisées sur les coûts de main-d'œuvre et d'appâts pour atteindre le même niveau de destruction qu'avec l'appâtage par saturation. Il faut aussi considérer la sécurité pour les espèces primaires et secondaires non ciblées qui découle de la pose de moindres quantités d'appâts dans chaque zone.

### **Application des rodenticides aigus**

Lors de l'utilisation d'un rodenticide aigu, il est essentiel de mener une première enquête dans la zone infestée et de dénombrer les points d'appâtage à utiliser. Les appâts empoisonnés sont généralement mieux acceptés et une meilleure destruction peut être obtenue en procédant à un appâtage préliminaire quelques jours auparavant. Le pré-appâtage doit être le même que celui qui sera utilisé ultérieurement pour l'empoisonnement. De petites quantités d'appâts, de 50-100 g pour les rats et de 10 g pour les souris, doivent être placées partout où des traces de rongeurs ont été observées – près des terriers, des nids ou des pistes – pour encourager la prise d'appât avant que l'animal n'atteigne toute autre source de nourriture. Les appâts doivent être placés sous abri, en utilisant des récipients si nécessaire, de la même manière que dans le cas des anticoagulants. Le pré-appâtage n'est pas forcément pratique dans le cas d'un programme de lutte contre les réservoirs de peste, mais si l'on a procédé à une lutte antivectorielle efficace, on disposera alors de suffisamment de temps pour poser des appâts au préalable.

Le pré-appâtage atteint généralement son objectif en quatre à huit jours ; au moment approprié, tout le pré-appât doit être enlevé et il faut déposer alors le poison actif. Généralement, un quart ou une moitié seulement de la quantité d'appât empoisonné est nécessaire dans chaque site

où a eu lieu le pré-appâtage. Les appâts empoisonnés doivent être maintenus pendant une ou deux nuits. Durant le traitement, en particulier la première nuit, la zone doit être dérangée le moins possible. A la fin de la période de traitement, les appâts empoisonnés non consommés et tous les cadavres de rongeurs doivent être recueillis et détruits par incinération ou enfouissement profond. Les terriers doivent être remplis, toutes les traces visibles de rongeurs effacées et, quelques jours plus tard, il faut réinspecter la zone pour rechercher les traces fraîches. Lorsque les rongeurs semblent encore actifs, il faut procéder à un nouveau pré-appâtage. Si des appâts sont dévorés d'ici un jour ou deux, un deuxième traitement empoisonné doit être appliqué, en utilisant un poison différent.

### **Utilisation de poudres rodenticides, de gels et de graisse**

Dans la lutte contre les rongeurs, l'utilisation de rodenticides en poudre ou sous toute autre formule est une alternative aux appâts toxiques. On les emploie principalement lorsque l'on rencontre des problèmes d'acceptation du poison ou autres. Cette méthode de lutte s'appuie sur le fait que les rongeurs entrent en contact (par inadvertance) avec le poison sous forme de poudre, de liquide sur une mèche ou sous forme de gel ou de graisse. Le poison colle à la fourrure et aux pattes du rongeur et il est ingéré lorsque l'animal procède à sa toilette en se léchant. Les avantages de cette méthode sont que les rongeurs affectés ne soupçonnent pas la source de la maladie résultant de l'ingestion du poison, n'évitent pas leurs itinéraires normaux, et ne changent pas leurs habitudes alimentaires.

Les poudres rodenticides contiennent généralement une concentration considérablement plus élevée de substance toxique que celle qui est utilisée dans les appâts de nourriture car les rats et les souris contaminés consomment beaucoup moins de poison pendant leur toilette que pendant leur repas. Cela rend l'utilisation de poudres peu économique, car un surplus de poudre doit être déposé bien qu'une petite quantité seulement en soit consommée. Les poudres doivent être utilisées avec une extrême prudence afin d'éviter de contaminer la nourriture et de tuer d'autres espèces non ciblées.

Les poudres peuvent être appliquées en plaques sur les pistes ou autres lieux fréquentés par les rongeurs, autour des ouvertures des récipients qui contiennent les appâts ou au fond de ces récipients, ou soufflées dans les terriers, entre les murs ou dans d'autres espaces occupés par les rongeurs. Elles peuvent aussi être appliquées à l'intérieur de tubes en plastique ou en carton placés sur le passage des rongeurs ou le long des murs. On applique habituellement la poudre empoisonnée en plaques isolées d'une largeur



d'environ 5 cm, d'une longueur de 0,5 m et d'une épaisseur de 3 mm – à l'intérieur des bâtiments – le long des murs, dans les coins et dans les endroits éloignés de la nourriture. D'autres applications doivent être faites si nécessaire au cours du traitement. Les plaques doivent être examinées et aplanies à quelques jours d'intervalle pour déterminer si elles sont toujours traversées par les rongeurs. Si la poudre de DDT était employée de manière intensive dans le passé pour la lutte contre les souris, son utilisation est désormais interdite dans la plupart des pays. En Europe, les poudres anticoagulantes ont été largement utilisées, même contre les rats dans les décharges. Les poudres autour des appâts d'eau empoisonnée ont été utilisées avec succès contre les souris.

### Les fumigations

Les fumigations peuvent être utilisées pour tuer les rongeurs et leurs ectoparasites qui vivent dans des lieux inaccessibles à l'intérieur des bâtiments, des navires et dans les terriers creusés dans le sol. Leur action est généralement rapide, mais elles peuvent être assez dangereuses tant pour leurs utilisateurs que pour d'autres personnes et animaux dans les zones les plus proches. Elles ne devraient être appliquées que par des personnes ayant une formation et une expérience adéquate. Les substances dont le poids moléculaire est inférieur à 29 ont tendance à s'élever jusqu'au sommet des systèmes de terriers lorsqu'elles sont utilisées au sol. Les facteurs qui peuvent être importants dans la fumigation des terriers sont l'humidité du sol et la taille de ses particules. Le *Tableau 10* donne les caractéristiques de certaines substances couramment utilisées et facilement disponibles.

**Tableau 10** Caractéristiques des substances utilisées pour la fumigation des rongeurs

Substance	Poids moléculaire	Action mg/litre	DL50 (rat)	Inflammable
Cyanure d'hydrogène**	27	A.C.	0,4	oui
Oxyde de carbone	28	A.C.	(0,35% conc)	non
Phosphure d'hydrogène	34	I.	0,8	oui
Dioxyde de carbone	44	S. A.	(20–30% conc)	non
Anhydride sulfureux	64	I.	1,6	non
Bromure de méthyle	95	I.	3,6	non
Chloropicrine	164	I.	2,0	non

\* A.C = asphyxiant chimique; S.A.= simple asphyxiant; I= irritant.

\*\* Produit à partir de cyanure de calcium.

*Le cyanure de calcium.* Le Ca(CN) est disponible sous forme de granulés et de poudre et, lorsqu'il est soufflé ou placé à l'intérieur d'un terrier, il libère un gaz, le cyanure d'hydrogène (HCN). Il doit être utilisé exclusivement à l'extérieur. Comme le gaz est plus léger que l'air, il se loge dans la partie supérieure du système de terrier et tous les terriers dans lesquels le cyanure de calcium a été placé doivent donc être fermés hermétiquement. Il a été utilisé fréquemment dans des postes de quarantaine pour la dératisation des navires. Il doit être appliqué uniquement par du personnel spécialement formé et au courant des précautions à prendre. Etant donné son extrême toxicité pour l'homme et pour tous les autres animaux non ciblés, son accès ne devrait pas être autorisé au personnel non formé.

La fumigation au cyanure doit toujours être effectuée par plus d'un opérateur, car une personne travaillant seule peut être exposée au cyanure et mourir sans assistance. En cas d'empoisonnement accidentel, il faut porter sur soi des ampoules de nitrite d'amyle. La fumigation au cyanure ne doit pas être utilisée dans les programmes de lutte contre les réservoirs de peste.

*Le phosphore d'hydrogène.* Cette substance, connue aussi sous le nom de phosphine, est parfois utilisée pour la fumigation des terriers de *R. norvegicus*, *B. bengalensis* et *Nesokia indica* dans certaines parties de l'Asie ou ailleurs. On place une ou deux tablettes à l'intérieur de chaque entrée du terrier et les ouvertures sont ensuite fermées avec de la terre. La vitesse de libération du gaz dans les systèmes de terriers dépend à la fois de l'humidité du sol et des niveaux de température, mais il faut compter quelques heures pour procéder à la fumigation d'un terrier. Les tablettes contenant ce rodenticide doivent être manipulées avec des gants.

*L'oxyde de carbone.* Le CO des gaz d'échappement des moteurs à essence peut être utilisé pour tuer les rats dans les terriers extérieurs. Un tuyau est attaché au pot d'échappement et l'autre extrémité est introduite dans le terrier. Toutes les ouvertures du terrier sont ensuite obturées et on fait tourner le moteur pendant cinq minutes environ. Il faut prendre des précautions pour que le véhicule soit bien aéré, car l'oxyde de carbone peut remonter le long du système d'échappement et fuir à l'intérieur de ce dernier.

L'utilisation du CO n'est habituellement pas très efficace et ne devrait pas être encouragée comme méthode de lutte contre les rongeurs en général, ni dans les programmes de lutte contre les réservoirs de peste.

*L'anhydride sulfureux.* Le SO<sub>2</sub> est un gaz incolore, non inflammable, dont l'odeur est suffocante. Il est extrêmement irritant pour les yeux et le système respiratoire. L'anhydride sulfureux était autrefois utilisé pour la fumigation des navires infestés par les rats, mais aujourd'hui on l'emploie principalement pour la conservation des fruits et légumes. Le soufre, mélangé avec du nitrate de potassium (salpêtre) et un peu de suif, constitue ce que l'on appelle les « furets de fumée » ; la fumée qui se dégage lors de la combustion a été utilisée pour chasser les rats hors de leurs terriers où ils peuvent être ensuite détruits par la force.

L'utilisation du SO<sub>2</sub> pour la fumigation générale des terriers n'est pas recommandée dans les programmes de lutte contre les réservoirs de peste.

### **Lutte contre les rongeurs dans les villages**

La lutte contre les populations de rongeurs dans les villages est compliquée du fait de l'infestation constante par les rongeurs indigènes ou commensaux en provenance des champs alentour ou des potagers adjacents. La réduction sur une large échelle des rongeurs vivant à l'intérieur ou autour des structures villageoises provoque fréquemment une invasion des habitats du village par les rongeurs des champs. L'invasion peut aussi se produire sur une base saisonnière au moment des récoltes. Ainsi, les programmes de lutte dans les villages doivent-ils prendre en compte l'immigration potentielle de rongeurs et être fixés en tenant compte des périodes de récoltes et de moisson. En ce qui concerne les réservoirs de peste, un contrôle strict des rongeurs à l'intérieur et à l'extérieur des structures est exigé. Une fois que cela aura été fait, les villageois devront être encouragés à se protéger contre les rats pour éviter ou réduire toute réintroduction.

Il n'existe aucune méthode efficace de prévenir l'infestation par les rongeurs dans les espaces ouverts que l'on trouve couramment dans de nombreux endroits sous les tropiques et il est donc virtuellement impossible d'empêcher les rats et les souris de se réfugier dans les habitations et les boutiques. En Afrique, en Asie du Sud et dans le Pacifique, les structures villageoises sont infestées par une ou plusieurs espèces de rongeurs commensaux. Dans ces conditions, il est important de prévoir au moins des récipients à l'épreuve des rats pour le stockage des aliments.

Lorsque les traitements pour l'élimination des rongeurs sont effectués, il est essentiel de surveiller toute la zone du village afin d'y rechercher des signes de la présence des rongeurs. Les terrains vagues, les hangars, les latrines et les tas d'ordures, ainsi que les maisons et les boutiques, doivent être vérifiés. Des

registres de l'enquête et de chaque traitement (quantité d'appât empoisonné, durée du traitement, coûts de la main-d'œuvre et du transport, etc.) doivent être conservés afin d'évaluer le succès et le coût de l'opération.

Outre l'empoisonnement, des pièges peuvent être utilisés dans le cas de petites infestations, en particulier dans les régions sujettes à des invasions répétées. Des pièges doivent être utilisés en nombre suffisant et maintenus dans de bonnes conditions de fonctionnement. Tous les bâtiments et lieux fréquentés par les rongeurs doivent être piégés, avec une attention particulière pour les latrines, les maisons où l'on cuisine, les épiceries, les broussailles et les tas d'ordures proches.

### **Conclusions**

Il faut souligner qu'une lutte efficace et sûre contre les rongeurs-réservoirs de la peste exige un personnel bien qualifié et une organisation efficace. La plupart des pays ont des organisations de lutte contre les rongeurs. Leur personnel doit recevoir une formation supplémentaire pour la lutte contre les rongeurs-réservoirs de peste avant d'avoir la responsabilité de l'application des mesures de lutte contre les réservoirs et les vecteurs. Ils doivent recevoir une formation spécifique sur les méthodes de protection contre l'exposition à l'infection et d'élimination des cadavres de rats empoisonnés dans les zones d'endémie pesteuse. Il est essentiel d'avoir un encadrement professionnel des opérations de lutte contre les réservoirs de peste. La lutte contre les rongeurs dans les zones rurales est une tâche plus difficile. Dans les zones où la peste est endémique, des enquêtes doivent être effectuées pour recenser les espèces de rongeurs les plus courantes et leur importance en tant que réservoirs, et déterminer les meilleures méthodes de lutte avant qu'une flambée de peste ne se produise.

## Références

1. Gordon JE, Knies PT. Flea versus rat control in human plague. *American Journal of Medical Science*, 1947, 213:362–376.
2. Simond PL. La propagation de la peste. *Annales Institut Pasteur*, 1898, 12:625–687.
3. Gratz NG, Brown AWA. *Fleas: Biology and Control*. Genève, Organisation mondiale de la Santé, 1983 (document non publié No.WHO/VBC/83.874).
4. Gratz NG. Problems and developments in the control of flea vectors of disease. In Traub R, Starcke H. (eds.) *Fleas*, A.A. Balkema Rotterdam, 1980.
5. Brooks JE, Walton DW, Tun UMM, Naing UH, Htun UPT. *Field trials of insecticidal dusts for the control of fleas on small mammals in Rangoon, Burma*. Genève, Organisation mondiale de la Santé, 1978 (document non publié No.WHO/VBC/78.697).
6. Kartman L. On the DDT control of *Synosternus pallidus* Taschenberg (*Siphonoptera, Pulicidae*) in Dakar, Senegal, French West Africa. *American Journal of Tropical Medicine*, 1946, 26(6):841–848.
7. Macchiavello A. Plague control with DDT and 1080. *American Journal of Public Health*, 1946, 16(8):842–854.
8. Simeons ATW, Chhatre KD. Further observations on plague. *Indian Medical Gazette*, 1947, 82(8):447–451.
9. Kartman L. An insecticide–bait–box method for the control of sylvatic plague vectors. *Journal of Hygiene*, 1958, 56(4):455–465.
10. Barnes AM, Kartman L. Control of plague vectors on diurnal rodents in the Sierra Nevada of California by use of insecticide bait–boxes. *Journal of Hygiene Cambridge*, 1960, 58:347–355.
11. Barnes AM, Ogden LJ, Archibald WS, Campos E. Control of plague vectors on *Peromyscus maniculatus* by use of 2% carbaryl dust in bait stations. *Journal of Medical Entomology*, 1974, 11(1):83–87.
12. Clark PH, Cole MM. Oriental rat fleas:evaluation of three systemic insecticides in baits for control on cotton rats in outdoor pens. *Journal of Economic Entomology*, 1974, 67:235–236.
13. Miller BE, Bennett WC, Graves GN, Wheeler JR. Field studies of systemic insecticides II: Evaluation of chlorphoxim for control of fleas on five rodent species. *Journal of Medical Entomology*, 1977, 14(2):161–166.

14. Miller BE, Graves GN, Bennett WC, Wheeler JR. Field studies of systemic insecticides V: Evaluation of seven organophosphate compounds for flea control on native rodents in SW New Mexico. *Journal of Medical Entomology*, 1978, 14(6):651–661.
15. Lang JT, Chamberlain WF. Methoprene dust for flea (*Siphonoptera: Ceratophyllidae*) suppression on ground squirrels (*Rodentia: Sciuridae*). *Journal of Medical Entomology*, 1986, 23(2):141–145.
16. Maciejewska J, Chamberlain WF, Temeyer KB. Toxic and morphologic effects of *Bacillus thuringiensis* preparations on larval stages of the Oriental Rat flea (*Siphonoptera: Pulicidae*). *Journal of Economic Entomology*, 1988, 81(6):1657–1661.
17. Patel TB, Bhatia SC, Deobhanker RB. A confirmed case of DDT-resistance in *Xenopsylla cheopis* in India. *Bulletin de l'Organisation mondiale de la Santé*, 1960, 23:301–312.
18. Instructions for determining the susceptibility or resistance of fleas to insecticides. Genève, OMS, 1981 (document non publié No. WHO/VBC/81.815).
19. Pratt H. Rodenticides: What to use where, when and how. *Pest Control*, 1983, 51(10):19–26.
20. Bentley EW. A review of anticoagulant rodenticides in current use. *Bulletin de l'Organisation mondiale de la Santé*, 1972, 47:275–280.
21. Graves JH, Shepherd DS, Quy R. Field trials of second-generation anticoagulants against difenacoum-resistant Norway rat populations. *Journal of Hygiene*, 1982, 89:295–301.
22. Graves JH. Managing resistance to anticoagulant rodenticides: An appraisal. *Pesticide Science*, 1995, 43:79–82.
23. Graves JH, Ayres P. Some rodenticidal properties of coumatetralyl. *Journal of Hygiene Cambridge*, 1969, 67:311–315.
24. Lund M. Rodent resistance to the anticoagulant rodenticides, with particular reference to Denmark. *Bulletin of the World Health Organization*, 1972, 47:611–618.
25. Pelz HJ, Hanisch D, Laurenstein G. Resistance to anticoagulant rodenticides in Germany and strategies to control *Rattus norvegicus*. *Pesticide Science*, 1995, 43:61–67.
26. Hayes WJ, Gaines TB. Laboratory studies of five anticoagulant rodenticides. *Public Health Reports*, 1959, 74:105–113.
27. Danish Pest Infestation Laboratory. Resistance to anticoagulants in the brown rat. *Annual Report*, 1992.

28. Lam YM. Responses of three Malaysian rat species to regular intermittent feedings of first generation anticoagulant rodenticides. *Tropical Pest Management*, 1986, 32(Suppl):155–169.
29. Bull JO. Laboratory and field investigations with difenacoum, a promising new rodenticide. *Proceedings of the Seventh Vertebrate Pest Conference; Monterey, California*, 1976.
30. Rowe FP, Bradfield A. The use of confined colonies of wild mice (*Mus musculus L.*) in the evaluation of rodenticides. *European and Mediterranean Plant Protection Bulletin*, 1977, 7:473–477.
31. Myllymaki A. Anticoagulant resistance in Europe: Appraisal of the data from the 1992 EPPO questionnaire. *Pesticide Science*, 1995, 43,69–72.
32. Dubock AC, Kaukelnen DE. Brodifacoum (Talon rodenticide), a novel concept. Howard WE Marsh RE (eds) *Proceedings of the 8th Vertebrate Pest Conference*, Sacramento, California, 1974, 1227–137.
33. Rennison BD, Dubock AC. Field trials of WBA 8119 (PP581 brodifacoum) against warfarin resistant infestations of *Rattus norvegicus*. *Journal of Hygiene Cambridge*, 1978, 80:77–82.
34. Kaukelnen DE, Rampaud M. A review of brodifacoum efficacy in the US and worldwide. Marsh RE Beadle DE (eds). *Proceedings of the 12th Vertebrate Pest Conference*, San Diego, California, 1986, 16–50.
35. Richards CGJ. Field trials of bromadiolone against infestation of warfarin resistant *Rattus norvegicus*. *Journal of Hygiene Cambridge*, 1981, 86:363–367.
36. Quy RJ, Cowan D, Prescott CV, Gill E, Kerins G, Dunsford G, Jones A. Control of a population of Norway rats resistant to anticoagulant rodenticides. *Pesticide Science*, 1995, 45:247–256.c
37. Sécurité d'emploi des pesticides. 20<sup>e</sup> rapport du Comité OMS d'experts des Insecticides. Série de Rapports techniques, No 513, Genève, 1973.
38. Spaulding SR. Bromethalin: An alternative to anticoagulants. British Crop Protection Council Monograph No.37, *Stored products Pest Control*, 1987.
39. Brooks JE, Rowe FP. *Commensal rodent control*. Genève, OMS, 1987 (document non publié No. WHO/VBC/87.949).
40. Bentley EW, Hammond LE, Bathard AH, Greaves JH. Sodium fluoracetate and fluoroacetamide as direct poisons for the control of rats in sewers. *Journal of Hygiene Cambridge*, 1961, 59:135–149.

41. Gratz NG. A critical review of currently used single-dose rodenticides. *Bulletin de l'Organisation mondiale de la Santé*, 1973, 48:469-477.
42. Buckle AP, Smith RD (eds). Rodent control methods: Chemical. *Rodent pests and their control*. Wallingford, CAB International, 1994.
43. Brunton CFA, Macdonald DW, Buckle AP. Behavioural resistance towards poison baits in brown rats, *Rattus norvegicus*. *Applied Animal Behavioral Science*, 1993, 38(2):159-174.
44. Hood GA. Zinc phosphide: A new look at an old rodenticide for field rodents. Marsh RE (ed). *Proceedings of the 5th Vertebrate Pest Conference*, Fresno, California, 1972, 85-92.
45. Maddock DR, Schoof HF. New red squill derivative: laboratory and field trials on stabilized scilliroside against Norway rats. *Pest Control*, 1970,38(8):32-35. 45-46.



## 6

# SURVEILLANCE DE LA PESTE

---

*Dr Kenneth L. Gage*

Les pandémies de peste des siècles passés montrent la rapidité avec laquelle la peste peut se propager dans les populations humaines lorsque les services médicaux et les mesures de lutte sont inadéquats. Bien que personne ne s'attende à revoir les pertes massives en vies humaines observées au cours des anciennes pandémies, la peste continue de représenter une menace pour la santé humaine dans certaines régions du monde où existent encore des foyers naturels. Pour être efficaces, les programmes de prévention et de lutte exigent une mise à jour des informations sur l'incidence et la répartition de la peste. La meilleure manière de rassembler ces informations est d'avoir un programme de surveillance qui collecte, analyse et interprète les données cliniques, épidémiologiques et épizootiologiques sur la peste. La surveillance doit identifier les cas et les épizooties dès que possible de manière à ce que des mesures puissent être prises pour lutter contre la propagation de la maladie. La collecte systématique des informations de surveillance sur plusieurs années fournira des données qui pourront servir à :

- (1) Prédire les zones où des cas humains et des épizooties chez les rongeurs risquent de se produire à l'avenir.
- (2) Identifier les sources zoonotiques d'infection humaine.
- (3) Identifier les principales espèces de rongeurs et de puces qui maintiennent un foyer donné de *Y. pestis*.
- (4) Indiquer les espèces d'hôtes et de puces qui devraient être la cible des mesures de lutte.
- (5) Évaluer l'efficacité des mesures de prévention de la peste et de lutte contre la maladie.
- (6) Identifier les facteurs écologiques locaux ou les activités humaines qui peuvent présenter pour l'homme des risques accrus d'exposition à la peste.
- (7) Déceler les tendances de l'épidémiologie et de l'épizootiologie de la peste dans une région donnée.

De nombreuses années peuvent s'écouler entre la survenue de cas isolés ou d'épidémies. Une surveillance continue des populations de rongeurs et de vecteurs est donc importante, même pendant les périodes où aucun cas

humain n'est signalé. Ce chapitre décrit un programme complet de surveillance de la peste, notamment la surveillance humaine et en relation avec les rongeurs et les vecteurs. Les besoins et les ressources propres à chaque pays détermineront l'organisation effective des programmes nationaux de surveillance.

## Surveillance humaine

### Déclaration des cas humains

Aujourd'hui, la peste est l'une des trois maladies infectieuses encore soumises au Règlement sanitaire international, qui stipule que tous les cas confirmés de peste humaine doivent être étudiés et signalés par l'intermédiaire des autorités appropriées à l'Organisation mondiale de la Santé. Chaque fois que des symptômes cliniques ou des résultats de laboratoire donnent à penser qu'un patient est infecté par *Y. pestis*, le cas suspect doit être immédiatement signalé. Cela permettra aux autorités de santé publiques de :

- (1) Donner des conseils sur le traitement et la prise en charge des cas de peste humaine.
- (2) S'efforcer d'identifier la source de l'infection.
- (3) Déterminer l'étendue de toute activité épizootique.
- (4) Evaluer l'éventualité d'autres cas humains.
- (5) Diffuser des informations sur la peste au personnel chargé des soins de santé.
- (6) Mettre en œuvre des mesures urgentes en matière de prévention et de lutte.

Une déclaration rapide est particulièrement importante en ce qui concerne les cas de peste pulmonaire, car cette forme de la maladie peut se transmettre directement d'une personne à une autre par des aérosols infectieux. Les procédures d'urgence décrites ci-dessous doivent être mises en œuvre immédiatement afin d'éviter d'autres infections humaines.

Les médecins locaux et autres personnels soignants doivent bien connaître les symptômes de la peste et considérer cette éventualité dans le diagnostic différentiel. Si les symptômes du patient suggèrent une peste humaine, des échantillons doivent être prélevés pour confirmation du diagnostic par un laboratoire de microbiologie. Si les établissements locaux sont inadéquats, les agents de santé publique doivent savoir où envoyer les échantillons aux fins de confirmation bactériologique ou sérologique. Le

programme de surveillance de la peste doit être préparé à fournir cette information en même temps qu'une assistance médicale et épidémiologique.

### **Sensibilisation accrue et meilleure connaissance de la peste parmi les personnels soignants**

Étant donné la rotation de personnel ou l'absence de formation préalable, on ne peut présumer que les soignants, le personnel de laboratoire et les autres responsables de la santé publique dans les zones d'endémie pesteuse connaissent bien le diagnostic et le traitement de la peste. Il est donc important que le programme de surveillance de la peste s'assure que les soignants de la communauté sont conscients de la possibilité de survenue de cas de peste. Cela peut être réalisé par des cours de formation de courte durée, des bulletins d'information sur la surveillance de la peste, de brèves notes dans d'autres circulaires d'information liées à la santé, ou par un contact périodique avec d'autres personnels de santé.

### **Surveillance active**

À la suite de l'identification d'un cas suspect de peste humaine, le personnel de surveillance doit immédiatement déterminer si d'autres cas existent ou sont survenus récemment dans les environs. Les dossiers hospitaliers et cliniques des régions proches des endroits où les cas se sont produits doivent être examinés et les dispensateurs de soins de santé locaux doivent être interrogés pour identifier d'autres cas potentiels. Si possible, des échantillons sanguins et autres doivent être prélevés sur les survivants qui sont considérés comme des cas potentiels, afin de déterminer si ces personnes sont infectées par *Y. pestis* ou ont des anticorps contre le bacille. Si possible, des échantillons sanguins doivent être prélevés sur d'autres membres de la famille ou contacts probables. Un examen des dossiers et des entretiens avec le personnel de soins de santé doivent aussi être effectués lorsque la peste a été identifiée pour la première fois chez les animaux et les puces de la région. Dans de telles situations, des cas humains pourraient être survenus récemment mais auront peut-être été mal diagnostiqués ou n'auront pas été déclarés (1). Tandis que ces activités sont en cours, le personnel de surveillance doit informer les agents de santé publique locaux du diagnostic, du traitement, de la prévention de la peste et des stratégies de lutte contre la maladie, et leur expliquer les activités du programme de surveillance de la peste (1).

### **Rapports standardisés**

Les rapports sur les cas humains doivent être standardisés afin que, chaque fois que possible, les mêmes informations soient enregistrées pour

chaque cas. Cela constituera une base de données qui pourra être intégrée aux données de surveillance sur les rongeurs et les vecteurs afin d'élaborer de meilleures stratégies de prévention et de lutte. Le formulaire de déclaration doit inclure des informations essentielles sur le patient, des observations cliniques et relatives au traitement, des résultats de laboratoire ainsi que les résultats de recherches épidémiologiques et environnementales.

### **Informations essentielles**

Les informations suivantes doivent être recueillies pour chaque patient : âge, sexe, profession, lieu de résidence, pays, lieu de l'exposition s'il est connu, source de l'exposition si elle est connue, date de début, présentation clinique (bubonique, septicémique, pulmonaire), traitement, guérison ou décès, exposition possible d'autres personnes en contact avec le patient et classement préliminaire du cas comme suspect, présumé ou confirmé.

### **Définition du cas**

Les cas *suspects* sont les cas qui n'ont pas été confirmés en laboratoire mais où le patient a des symptômes compatibles avec la peste. La peste doit aussi être suspectée lorsque les échantillons du patient contiennent des bactéries Gram-négatives qui démontrent une coloration bipolaire avec les colorants de Giemsa de Wright ou de Wayson. Les cas peuvent être considérés comme *présumés* lorsque les épreuves d'immunofluorescence sur les échantillons du patient sont positifs, ou lorsqu'un seul échantillon de sérum est positif. Les cas sont classifiés comme *confirmés* lorsque *Y. pestis* a été isolée et identifiée par culture, caractérisation biochimique et typage bactériophage spécifique, ou lorsqu'il y a quadruplement des titres d'anticorps contre *Y. pestis* pour des échantillons de sérums appariés en phase aiguë et pendant la convalescence. Le passage d'un cas de suspect ou présumé à confirmé doit être noté sur le formulaire de déclaration avec la date de confirmation.

### **Observations cliniques et traitement**

Chaque fois que possible, des informations supplémentaires sur le cours clinique et le traitement de la maladie doivent être enregistrées, notamment : antibiotiques administrés, posologie, durée du traitement, temps écoulé entre le début des symptômes et le début de l'antibiothérapie, observations inhabituelles ou complications (telles que survenue d'ulcères cutanés, piqûres d'insectes, coagulation intravasculaire disséminée, méningite, ou autres), présence de toux, productivité de la toux, intensité et durée de la fièvre, et emplacement et taille des bubons.

Le dernier signe (emplacement des bubons) peut fournir des informations utiles sur les modes probables de transmission. Par exemple, la

présence d'un bubon inguinal montre nettement que le patient a été infecté par une piqûre de puce.

### **Analyses en laboratoire**

Le rapport doit comprendre tous les examens de laboratoire, notamment : types d'échantillons analysés (sang, crachats, ponction de bubons, sérum ou autre), dates du recueil des échantillons, résultats par microscopie optique et fluorescente), résultats des radiographies thoraciques, résultats hématologiques, résultats bactériologiques, résultats des tests sérologiques, et résultats de l'autopsie pour les cas mortels.

### **Renseignements épidémiologiques et environnementaux supplémentaires**

Une étude épidémiologique doit être menée pour chaque cas humain afin de déterminer la source de l'infection et le risque de survenue d'autres cas humains. Les rapports sur ces recherches doivent comprendre notamment : 1) les antécédents complets des activités du patient et de ses voyages durant la période d'incubation de l'infection ; 2) les résultats des études sur le terrain pour déterminer quelles espèces d'animaux ou de puces sont les sources probables de l'infection ou représentent une menace continue pour l'homme (les techniques de surveillance des rongeurs et des puces se trouvent dans les sections ultérieures du présent chapitre) ; 3) la proximité des rongeurs et des puces infectés des habitations humaines ou des lieux de travail ; 4) le nombre estimé de personnes participant à des activités qui les exposent à un risque élevé d'infection pesteuse ; et 5) des informations sur l'exposition possible à *Y. pestis* des contacts du patient (particulièrement important pour les cas de peste pulmonaire).

### **Suivi épidémiologique des cas de peste pulmonaire**

Lorsqu'il existe des signes cliniques de peste pulmonaire, il est important de documenter les efforts qui ont été faits pour isoler les patients atteints de peste pulmonaire et protéger le personnel soignant (2). La durée de l'isolement du patient doit être enregistrée, ainsi que les résultats des tests périodiques de crachats (les patients doivent rester à l'isolement jusqu'à ce que les résultats des tests soient négatifs). Il faut s'efforcer d'identifier et d'administrer une prophylaxie aux personnes qui ont été en contact avec le patient pendant la période d'incubation de l'infection. Si possible, des prélèvements pharyngés ou des échantillons de sérum doivent être recueillis chez les contacts connus du patient. Les contacts probables peuvent être identifiés à la suite d'entretiens avec le patient, sa famille ou ses amis. Les antécédents du patient concernant ses voyages et ses activités suggéreront des contacts possibles. Il faut déterminer si d'autres personnes avec les mêmes antécédents d'exposition ont contracté la maladie,

même en l'absence de peste pulmonaire. Les résultats des tests pratiqués sur des échantillons provenant des contacts du patient doivent être enregistrés.

### **Observations écologiques et environnementales**

Une connaissance de base des conditions écologiques de la région est utile pour prédire le cours futur des épizooties et identifier les zones à haut risque pour l'homme. Des informations doivent être recueillies sur les types de végétation prédominants et la surface du terrain couvert par chaque type de végétation, les routes, les chemins de fer, les aéroports et les ports maritimes, les types d'utilisation du sol (agriculture, zone résidentielle, industrielle ou autre), les types d'habitations présents et si les habitations et les zones où la nourriture est stockée, ou d'autres sites créés par l'homme, fournissent nourriture et abri aux rongeurs.

Les programmes de lutte contre les puces et les rongeurs élaborés à la suite d'études sur les cas de peste humaine doivent être décrits, avec une évaluation de leur réussite.

## **Surveillance des populations de rongeurs**

Les rongeurs sont les réservoirs vertébrés primaires de la peste, et presque tous les cas humains sont associés à des épizooties chez les rongeurs. Les programmes de surveillance qui suivent de manière continue l'activité de la peste chez les populations de rongeurs sensibles avertissent les autorités de santé publique des risques accrus de peste humaine, permettant ainsi la mise en œuvre de programmes de prévention et de lutte avant la survenue de cas de peste humaine. L'identification de la peste dans les populations de rongeurs sert aussi d'avertissement que des cas humains pourraient survenir et exiger traitement et suivi.

### **Techniques d'échantillonnage des rongeurs**

Les techniques les plus courantes pour suivre la peste dans les populations de rongeurs (décrites en détail sous *Lutte antivectorielle*) comprennent notamment :

- (1) La collecte et l'examen des rongeurs morts.
- (2) La surveillance continue de l'activité parmi les rongeurs sensibles à la peste.
- (3) Le piégeage des rongeurs pour obtenir des données de population, des sérums, des échantillons de tissus, et des collections d'ectoparasites.

- (4) La conduite d'enquêtes sérologiques des populations de carnivores qui se nourrissent de rongeurs.

### **Recrutement et formation de personnel**

Les techniques de surveillance des rongeurs sont relativement simples, mais la qualité des échantillons et des données obtenue par ces méthodes sera meilleure si les personnes qui les utilisent reçoivent une formation adéquate. Si l'on fait face à une pénurie de personnel formé, il se peut que l'on puisse s'assurer le concours d'autres autorités sanitaires locales, de biologistes, de responsables de la chasse, de vétérinaires, de personnel de lutte contre les dégâts causés par les animaux, de responsables de l'agriculture, d'employés des parcs naturels, ou d'autres personnes travaillant à l'extérieur dans les zones d'endémie pesteuse. Ces personnes ont souvent une bonne formation générale et elles sont censées bien connaître la zone où l'échantillonnage doit être effectué (3). Si le personnel local de surveillance et les aides volontaires n'ont pas reçu de formation préalable, il faut leur enseigner :

- (1) Les techniques de collecte des rongeurs et des ectoparasites.
- (2) Les méthodes de collecte, de conservation et d'expédition des échantillons de sang, de tissus, de cadavres et d'ectoparasites.
- (3) Les mesures de précautions relatives à la manipulation des rongeurs et la collecte des spécimens.
- (4) Comment identifier les espèces de rongeurs locales.
- (5) Les méthodes de préparation de fiches pour vérifier l'identification des rongeurs sur le terrain.

Chacun de ces points est abordé ci-dessous ou dans la section sur la surveillance des puces dans ce chapitre.

### **Sécurité et techniques de manipulation des animaux**

Certaines techniques de collecte exigent que le personnel de surveillance manipule des rongeurs vivants ou des cadavres de rongeurs. Il faut enseigner au personnel comment se protéger de l'infection par la peste ou par d'autres zoonoses transmises par les rongeurs. Le personnel doit toujours porter des gants lors de la manipulation d'animaux. Avant la manipulation, les animaux doivent être anesthésiés, tenus fermement pour les empêcher de bouger, ou tués en évitant de les faire souffrir afin de réduire le danger de transmission d'organismes pathogènes par des griffures ou des morsures. Les animaux peuvent être anesthésiés en les plaçant dans un bocal contenant du coton absorbant imprégné par un anesthésiant approprié, comme l'halothane ou le métofan (*Fig. 1*). L'éther ne doit pas être utilisé pour le travail de terrain à cause du danger d'explosion accidentelle. De même, le chloroforme

n'est pas recommandé étant donné sa carcinogénicité présumée et la possibilité d'interférence avec les tentatives d'isolement du bacille de la peste sur les échantillons (4). Les animaux peuvent aussi être anesthésiés par injection intramusculaire d'un mélange 1:10 respectivement de kétamine et de xylazine. La posologie variera en fonction de la taille de l'animal et de son espèce, mais le rapport kétamine:xylazine ci-dessus à une posologie de 10 à 150 mg de kétamine par kg de poids corporel devrait permettre d'anesthésier la plupart des petits animaux (5). Les animaux peuvent être immobilisés par un sac de tissu épais pour être saignés par ponction cardiaque ; le cœur peut être localisé par palpation. Cette dernière technique ne requiert pas d'anesthésie, mais il faut prendre des précautions pour éviter de perdre le contrôle de l'animal. A la suite de la ponction sanguine, l'animal peut être tué par dislocation cervicale ou tout autre moyen permettant d'éviter qu'il ne souffre.

Il peut être approprié que les personnes qui collectent les rongeurs et celles qui manipulent les animaux appliquent des répulsifs ou des insecticides sur leurs vêtements afin de réduire le risque de piqûres de puces. Les répulsifs les plus couramment utilisés sont ceux qui contiennent du *N,N*-diéthyl-*m*-toluamide (DEET) comme principe actif. Les sprays insecticides, tels que ceux qui contiennent de la perméthrine, peuvent aussi être appliqués directement sur les vêtements et protègent efficacement contre les puces.

**Figure 1: Rongeur anesthésié dans un bocal contenant du métofan. On imprègne le coton placé dans le couvercle d'une petite quantité de produit anesthésiant avant de placer l'animal dans le bocal**





Chaque fois qu'ils risquent de se trouver en présence de hantavirus ou d'autres virus de la fièvre hémorragique transmis par les rongeurs, les personnels peuvent être amenés à devoir prendre des précautions contre l'infection par contact direct ou aérosols. Dans ces conditions, les recommandations à l'intention des agents de surveillance de la peste et autres personnels appelés à extraire des rongeurs de leurs pièges comprennent notamment le port de gants en caoutchouc ou en plastique ainsi que des masques respiratoires munis de filtres pour prévenir la transmission des hantavirus par aérosol. Tous les pièges ainsi que tout le matériel utilisé doivent être désinfectés après usage.

Les superviseurs des équipes chargées de la collecte peuvent aussi recommander la vaccination à leurs employés comme mesure de protection supplémentaire contre la peste ; toutefois, la protection est probablement de courte durée, et de fréquents rappels peuvent se révéler nécessaires pour maintenir des titres protecteurs. Le personnel de surveillance peut aussi avoir à disposition un stock d'antibiotiques prophylactiques à prendre en cas de piqûres de puces, d'exposition à des aérosols potentiellement infectieux, ou de griffures ou morsures par des animaux qui pourraient être infectés par la peste.

### **Collecte de cadavres d'animaux après des hécatombes de rongeurs**

L'une des techniques les plus simples pour la surveillance continue de la peste dans les populations de rongeurs est de recueillir les rongeurs morts et d'examiner les cadavres à la recherche de signes d'infection pesteuse. Les cadavres d'autres animaux sensibles à la peste, tels que les lagomorphes (lièvres et lapins) et les chats domestiques doivent aussi être recueillis pour analyse. Le personnel de surveillance de la peste doit toujours être à l'affût de signes d'hécatombes parmi les rongeurs, et le public doit être encouragé à signaler les rongeurs malades ou morts observés près de leur foyer ou leur lieu de travail. Lorsqu'un empoisonnement peut être exclu, les autorités doivent signaler les hécatombes dès que possible afin que les rapports locaux soient vérifiés et les rongeurs morts recueillis pour analyse en laboratoire.

### **Identification de *Y. pestis* dans les tissus des cadavres d'animaux**

*Y. pestis* peut être détectée dans les tissus de cadavres d'animaux par l'épreuve d'immunofluorescence directe, l'agglutination, la méthode immunoenzymatique en phase solide, ou par isolement de l'organisme dans une

culture pure. Les épreuves d'immunofluorescence directe ont de nombreux avantages sur d'autres méthodes pour la surveillance de routine de la peste. Lorsqu'il est pratiqué par un technicien expérimenté à l'aide de contrôles appropriés et de conjugués spécifiques de la peste, le test a une spécificité et une sensibilité élevées, ainsi qu'une durée de manipulation de l'échantillon souvent inférieure à deux heures (6, 7). La rapidité de manipulation de ces tests les rend particulièrement utiles dans les situations d'urgence car les autorités locales peuvent être notifiées des résultats de tests positifs le jour même de la réception des échantillons, et utiliser ainsi les résultats pour prendre les décisions opportunes en matière de stratégies de lutte antipesteuse. Un autre avantage des épreuves d'immunofluorescence réside dans le fait que *Y. pestis* peut être détectée dans le cadavre longtemps après la mort de l'animal. Même lorsque les animaux sont morts depuis des jours ou même des semaines, il est possible de détecter l'antigène de la peste dans des échantillons humides de moelle prélevée dans des os longs tels que le fémur. Des conjugués d'anticorps fluorescents Fraction I peuvent être préparés par hyperimmunisation de lapins avec l'antigène Fraction I de *Y. pestis*. La préparation d'anticorps à titre élevé qui en résulte est ensuite conjuguée à un marqueur fluorescent par les méthodes standard (8).

Le diagnostic définitif de l'infection pesteuse des rongeurs s'appuie sur la culture de *Y. pestis* sur les tissus, mais l'isolement prend beaucoup plus de temps que l'immunofluorescence directe et n'est pas forcément nécessaire dans les cas où une épreuve fiable d'immunofluorescence est disponible. Les échantillons doivent être préparés pour l'isolement de *Y. pestis* lorsqu'ils ont été recueillis dans des foyers mal définis ou des zones où la peste n'a jamais été identifiée. Les échantillons provenant de régions bien définies doivent aussi être soumis à un isolement périodique afin de vérifier la précision des résultats obtenus par immunofluorescence directe et pour suivre la variabilité des souches de peste à l'intérieur du foyer. L'isolement direct de *Y. pestis* à partir des tissus de cadavres d'animaux en décomposition peut être rendu plus compliqué par la présence d'autres micro-organismes. Pour cette raison, il est souvent conseillé d'inoculer au préalable par voie sous-cutanée une suspension de tissus de l'animal mort à des souris de laboratoire ou à des cobayes. Si l'échantillon de suspension contient des *Y. pestis* viables, l'animal sera infecté et fournira une source de tissus infectés par *Y. pestis* libérés de la plupart des contaminants d'origine. Les suspensions destinées à l'inoculation peuvent être préparées à l'aide d'un mortier et d'un pilon en utilisant une solution physiologique (0,85%) et une petite quantité de sable stérile pour faciliter le broyage. Les échantillons de tissus (tels que foie ou rate) peuvent être

prélevés dans des conditions d'asepsie sur les animaux de laboratoire infectés et étalés sur des lames de culture en vue de l'isolement de *Y. pestis*.

### **Expédition et étiquetage des échantillons**

Selon la disponibilité des échantillons et le temps requis pour les expédier au laboratoire, les cadavres ou les tissus de rongeurs peuvent être expédiés sur de la glace sèche, de la neige carbonique (CO congelé), des sachets de congélation ou dans des conteneurs spéciaux remplis de nitrogène liquide. Si ces derniers ne sont pas disponibles, des échantillons (tels que foie ou rate) peuvent être extraits des cadavres et expédiés à température ambiante dans un milieu de transport Cary-Blair (9,10). Tous les spécimens doivent être clairement identifiés à l'aide d'étiquettes imperméables et d'encre indélébile. Chaque spécimen doit être accompagné d'une fiche d'information indiquant 1) le type de spécimen ; 2) le lieu où il a été recueilli ; 3) qui l'a recueilli ; 4) quels sont les tests de laboratoire demandés ; et 5) à qui les résultats doivent être envoyés. Si l'animal vient de mourir, des puces peuvent éventuellement être recueillies sur le cadavre, en procédant comme indiqué ci-dessous.

### **Observation des colonies de rongeurs et des signes d'activité des rongeurs**

Une autre technique utile pour la surveillance des rongeurs consiste à établir une carte et de contrôler la zone périodiquement pour observer les signes visibles d'activité parmi les rongeurs sensibles à la peste, tout particulièrement dans les zones où abondent les colonies de rongeurs fouisseurs diurnes. Si ces animaux sont normalement visibles par beau temps, leur disparition à la suite d'une épizootie de peste saute généralement aux yeux. Il faut enregistrer le nombre d'animaux observés dans chaque site pendant un laps de temps déterminé. Si l'on suspecte qu'une épizootie de peste est survenue récemment ou est en cours dans une de ces colonies, il faut inspecter la zone à la recherche de cadavres d'animaux. Les autres signes indicateurs d'une hécatombe de rongeurs sont notamment la présence de mouches nécrophages à l'entrée des terriers, une mauvaise odeur près des terriers et des terriers mal entretenus. Des puces potentiellement infectées peuvent aussi être récoltées sur les cadavres d'animaux ou dans les terriers abandonnés en utilisant les techniques décrites dans la section sur la surveillance des vecteurs dans ce chapitre. D'autres types de rongeurs laissent aussi des signes visibles d'activité, notamment des crottes, des pistes, des nids, des terriers, des objets rongés ou de la nourriture entamée. Les personnes qui

connaissent bien ces signes ou structures sont souvent capables d'estimer l'âge de ces derniers avec un certain degré de précision. Ces informations peuvent être utilisées pour déterminer le niveau d'activité des rongeurs dans une zone donnée.

### **Piégeage des rongeurs**

Il est important de piéger et d'examiner les rongeurs de manière systématique pour déterminer : 1) les hôtes potentiels de la peste dans une zone donnée ; 2) le nombre et les types de puces qui infestent ces animaux ; 3) si de nouvelles espèces de rongeurs sont entrées dans une zone ; et 4) si la quantité d'espèces de rongeurs indigènes a changé de manière significative depuis la dernière période de piégeage.

Le piégeage représente aussi une source de données de base sur l'écologie des populations de rongeurs, notamment : 1) les densités de population (relatives ou absolues) ; 2) les structures par âge et le statut reproductif des populations de rongeurs ; 3) les préférences des rongeurs en matière d'habitat ; et 4) la répartition locale. Les estimations des densités absolues des populations de rongeurs (nombre d'animaux par unité de zone) peuvent être effectuées en utilisant des techniques de marquage-recapture, mais celles-ci ne sont pas pratiques dans la plupart des programmes de surveillance de la peste. Le pourcentage de succès des pièges, une estimation de densité relative, est plus facile à obtenir. Cette quantité se réfère au nombre d'animaux attrapés par unité d'effort, et est égale au nombre de rongeurs divisé par le nombre de périodes de piégeage, divisé par le nombre de pièges installés par période, multiplié par 100 (nombre d'animaux attrapés/nombre de périodes de piégeage/nombre de pièges installés par période x 100 = pourcentage de succès des pièges).

### **Choix des pièges et techniques de piégeage**

De nombreux types de pièges sont disponibles pour capturer les petits mammifères, mais certains modèles conviennent mieux que d'autres pour recueillir certains types d'échantillons. Bien que plus chères, les trappes, qui capturent l'animal vivant, sont préférables aux pièges à ressort ou aux pièges « assommoirs » pour attraper les hôtes en vue de la récolte de puces, les puces ayant tendance à quitter le cadavre de l'hôte lorsqu'il se refroidit (11). Les trappes peuvent aussi être utilisées pour capturer les animaux en vue de recueillir des échantillons de tissus et de sang. Ces pièges se présentent généralement sous forme de caisse rectangulaire avec une porte à charnière et un mécanisme

**Figure 2 :** Trappe typique en fil de fer destinée à capturer des mammifères de taille moyenne. Le matériau blanc à l'intérieur de la trappe est du coton d'ameublement ajouté pour éviter l'hypothermie lorsqu'il fait froid.



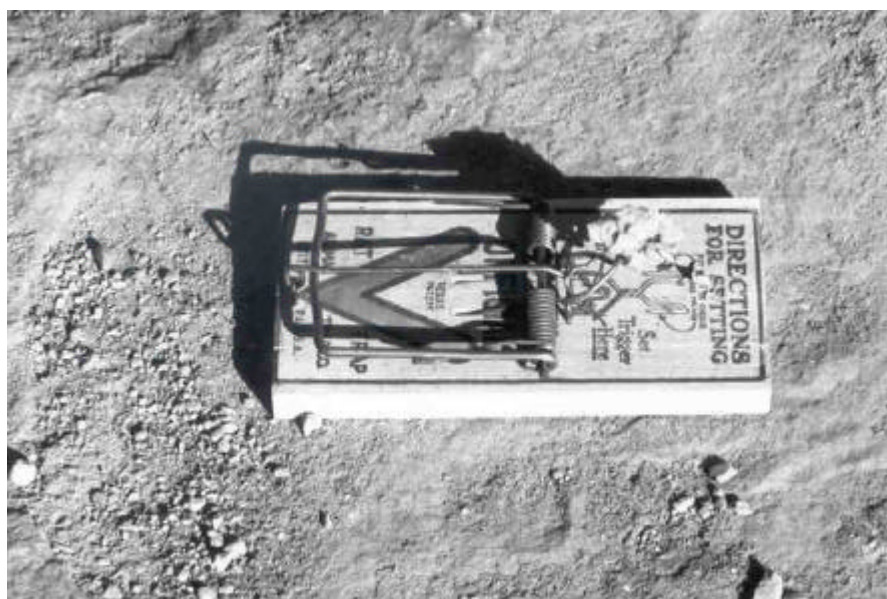
**Figure 3 :** Trappes en aluminium utilisées pour capturer vivants les petits mammifères. Les deux premières trappes sont pliantes (celle de gauche a été fermée pour le rangement). La trappe tout à droite ne se plie pas, elle est plus solide, mais moins facile à transporter et à ranger.



à ressort destiné à refermer la porte une fois que l'animal est entré dans la trappe. La plupart des modèles ont des parois soit en fil de fer, soit en feuilles d'aluminium ou d'acier en alliage léger (généralement galvanisé) (Figs. 2 et 3). Si de grandes quantités de simples trappes sont nécessaires, elles peuvent être construites localement. Les trappes peuvent contenir un appât de grains, de beurre de cacahuète, de nourriture en boîte pour animaux domestiques, de poisson ou d'autres appâts qui attirent une espèce de rongeur en particulier.

Les pièges à ressort sont moins chers que les trappes et sont souvent utilisés pour capturer les animaux en vue de la récolte de tissus et de puces. Toutefois, lorsque ces pièges sont utilisés pour la collecte de puces, ils doivent être contrôlés toutes les deux heures environ pour prévenir le risque que les puces ne quittent le corps de l'hôte mort lorsqu'il se refroidit. Un piège à ressort courant (Fig. 4) tue généralement les animaux capturés, mais il peut arriver que des rongeurs de plus grande taille ne soient pas tués immédiatement ou ne soient que légèrement blessés. Dans ce cas, l'animal peut entraîner la trappe sur une distance considérable, la rendant difficile à localiser. C'est pour cette raison que les pièges à ressort doivent être attachés à un fil de fer fixé au sol. Les appâts similaires à ceux qui sont décrits plus haut pour les trappes sont acceptables ; l'appât sélectionné dépendra de l'espèce de rongeur à piéger.

**Figure 4 :Trappe à ressort typique pour la capture des rongeurs. Ces trappes sont relativement bon marché et peuvent être utilisées pour capturer toute une variété d'animaux. Ici, un appât de beurre de cacahuète a été déposé dans la trappe.**



### **Pose des trappes**

Les trappes peuvent être déposées dans des endroits spécifiques à proximité de terriers, de nids, de pistes, ou d'autres signes d'activité des rongeurs, ou elles peuvent être placées le long de transversales avec 10-20 trappes (ou davantage) espacées à des intervalles d'environ 20 m le long de chaque transversale. Cette méthode permet d'étudier divers habitats et donne une bonne indication de la diversité des rongeurs dans la zone. Des grillages peuvent aussi être installés, avec des intervalles entre les trappes déterminés selon les conditions locales.

### **Enquêtes sérologiques sur les rongeurs**

Les enquêtes sérologiques ont deux avantages importants au moins sur les tentatives d'isoler *Y. pestis* sur les tissus des rongeurs capturés. Tout d'abord, la probabilité de détecter les anticorps antipesteux dans les sérums de rongeurs est bien plus élevée que d'isoler *Y. pestis* sur les tissus des animaux capturés. Les enquêtes sérologiques sur les rongeurs sont utiles surtout lorsqu'un pourcentage significatif de la population de rongeurs affectés survit à l'infection pesteuse et fait plus tard une séroconversion. Par exemple, le pourcentage d'individus séropositifs parmi les populations résistantes de campagnols de Californie (*Microtus californicus*) peut dépasser 90% dans les mois qui suivent une épizootie (13,14). D'autres espèces de rongeurs sont de médiocres candidats pour les enquêtes sérologiques car peu d'individus survivent aux épizooties et font ensuite une séroconversion. C'est le cas pour l'espèce de chien de prairie d'Amérique du Nord, *Cynomys gunnisoni*, chez lequel on observe des taux de létalité supérieurs à 99% durant les épizooties (3).

### **Collecte et expédition d'échantillons sanguins en vue d'examen sérologiques et de tentatives d'isolement**

Le sang destiné aux examens sérologiques peut être recueilli sur les rongeurs en utilisant plusieurs techniques, notamment la ponction cardiaque et la prise de sang rétro-orbital de l'œil. Le sang destiné à des tentatives d'isolement peut être recueilli sur les animaux par ponction cardiaque, dans des conditions d'asepsie. Les échantillons sanguins recueillis pour l'isolement de *Y. pestis* peuvent être expédiés directement dans des tubes stériles, hermétiquement fermés, sans adjonction d'un milieu de transport et sans congélation, à la condition que la température et le temps exigé pour l'expédition ne soient pas excessifs. Les tubes doivent tous être clairement

étiquetés et accompagnés d'une fiche d'information contenant le même type de renseignements que ceux qui sont décrits plus haut dans la section sur l'expédition des cadavres d'animaux.

Les sérums de rongeurs peuvent être analysés au moyen de différentes techniques, notamment la fixation du complément, l'hémagglutination passive, l'agglutination du latex et les épreuves immuno-enzymatiques (13,15,16,17,18,19,20,21,22,23,24,25,26,27,28). Les échantillons pour analyse sérologique peuvent comprendre soit des sérums sanguins, soit du sang étalé sur des papiers filtres ou des bandes de Nobuto (Fig. 5) (29). Ces dernières sont particulièrement utiles pour les études sur le terrain, car il n'est pas nécessaire de réfrigérer, de centrifuger, d'éliminer les sérums des fractions de cellules, ni de disposer d'un équipement spécial ou de procéder à d'autres manipulations. Lorsque la bande imbibée de sang a séché, elle est placée dans une enveloppe contenant les données appropriées et expédiée au laboratoire pour examen (Fig. 5). Les anticorps peuvent ensuite être élués de la bande dans une solution tampon et titrés par hémagglutination passive ou autre technique sérologique (29).

**Figure 5 : Bandes de Nobuto et enveloppe d'expédition avec espace prévu pour le recueil de données. La partie longue et étroite que l'on voit au bas de la photo a été saturée avec une quantité de sang adéquate. Cette partie de la bande est enlevée au laboratoire pour y être examinée.**





### **Analyse de tissus et d'ectoparasites d'animaux capturés**

Si les animaux doivent être tués, il est possible de recueillir des échantillons de tissus pour des épreuves d'immunofluorescence et/ou des tentatives d'isolement de *Y. pestis*. Toutefois, l'analyse des tissus d'animaux apparemment en bonne santé prend généralement beaucoup de temps et n'indiquera pas un nombre significatif d'individus infectés. Il faut plutôt s'efforcer de recueillir des sérums et des puces sur les animaux piégés (voir ci-dessous les techniques de collecte des puces).

### **Enregistrement des données issues des études de piégeage**

Des formulaires standardisés doivent être utilisés pour enregistrer les données émanant des études de piégeage. Les données les plus importantes pour chaque animal sont : 1) le lieu de capture ; 2) le type d'espèce ; 3) le type d'échantillon prélevé (tissus, sérum, ectoparasites, autres) ; 4) l'âge, le sexe et le statut reproductif ; 5) les mensurations standard de l'animal : poids, longueur totale, longueur des pattes de derrière, longueur des oreilles et de la queue ; et 6) une description du lieu de piégeage et de l'habitat alentour. Il faut noter si des spécimens ont été conservés ou non pour confirmation. Les spécimens peuvent comprendre notamment des animaux entiers conservés dans du formol à 10% ou des crânes et des échantillons de peau.

### **Enquêtes sérologiques sur les carnivores**

L'une des techniques les plus efficaces pour détecter les signes d'activité pesteuse consiste à recueillir des échantillons de sérum sur les carnivores prédateurs de rongeurs ou qui risquent de fouiller les carcasses de rongeurs fraîches (3,20,22,31,32,33,34,35,36,37). Cette technique est beaucoup plus sensible que les enquêtes sérologiques ou les tentatives d'isolement de *Y. pestis* sur les rongeurs. Chaque fois que les rongeurs sensibles à la peste constituent une partie importante du régime alimentaire du carnivore, l'échantillonnage de sérums provenant de quelques-uns de ces carnivores équivaut à peu près à l'échantillonnage de centaines de rongeurs pour rechercher l'infection pesteuse. Les enquêtes sérologiques sur les carnivores sont particulièrement recommandées lorsque de vastes zones doivent être échantillonnées, que la peste n'a pas été détectée auparavant dans les populations de rongeurs locales, et que des épizooties ne se sont pas produites dans ces populations depuis de nombreuses années et que l'on suspecte que la peste pourrait avoir disparu de la région.

Bien que certaines espèces de carnivores, telles que celles qui appartiennent à la famille des félins (*Felidae*), meurent souvent d'une infection

par *Y. pestis*, d'autres, par contre, ne sont que très peu (ou pas du tout) affectées par la maladie. Les chiens sauvages et domestiques et les espèces apparentées (famille des *Canidae*) survivent habituellement à l'infection pesteuse et développent des anticorps qui peuvent être détectés jusqu'à six mois plus tard (3). Une séropositivité a aussi été signalée chez les membres d'autres familles de carnivores, notamment *Mustelidae*, *Procyonidae*, *Ursidae* et *Viverridae* (3,17,37).

Généralement un faible pourcentage de carnivores seront séropositifs dans les zones d'enzootie pesteuse à un moment donné. Un accroissement soudain du taux d'animaux séropositifs est un signe d'activité épizootique ou indique une activité récente parmi les populations de rongeurs de la région. Une augmentation soudaine des anticorps sert d'alerte précoce au risque accru d'infection pesteuse chez l'homme. Par exemple, des enquêtes sérologiques parmi les populations canines effectuées dans la Réserve indienne des Navajo dans le sud-ouest des Etats-Unis ont montré que lorsque le pourcentage de chiens séropositifs s'accroissait de manière significative, on observait une activité accrue de la peste épizootique parmi les populations de rongeurs locales et un accroissement correspondant du nombre des cas humains signalés (3). Un autre avantage des enquêtes sérologiques chez les carnivores effectuées dans des climats tempérés est que les sérums peuvent être recueillis tôt dans l'année avant que l'activité épizootique parmi les rongeurs n'atteigne son pic. Des titres positifs plus élevés que la normale chez les carnivores indiquent que le risque d'activité épizootique de la peste chez les rongeurs sera probablement plus élevé que d'habitude dans les mois à venir et doivent servir d'avertissement que le risque pour l'homme sera potentiellement plus élevé durant la prochaine saison de peste.

#### **Etudes de suivi des enquêtes sérologiques chez les carnivores**

Chaque fois que les résultats d'enquêtes sérologiques suggèrent la présence de la peste dans une zone donnée, le personnel de surveillance doit effectuer des recherches à l'intérieur du territoire présumé de ces carnivores afin de déterminer l'emplacement des populations de rongeurs infectés et si l'épizootie représente une menace pour les populations humaines locales. Ces enquêtes doivent comprendre notamment la collecte d'échantillons de rongeurs et de puces pour l'analyse en laboratoire et une inspection visuelle des animaux morts et des signes d'activité des rongeurs.

### **Sources d'échantillons de sérums chez les carnivores**

Les carnivores sauvages peuvent être piégés ou tirés avec des armes à feu. Lorsque ces animaux ont été recueillis, des échantillons sanguins peuvent être obtenus par ponction cardiaque sur les animaux tués récemment ou anesthésiés, par ponction des grandes veines, ou par l'ouverture de la cavité corporelle pour permettre l'accès au sang de la cavité ou du cœur. Moins de 0,2 ml de sang sont nécessaires pour enduire une bande de Nobuto de suffisamment de sang pour effectuer un test sérologique (Fig. 5). Des échantillons précieux peuvent aussi être prélevés chez les chiens domestiques qui vagabondent et dévorent des rongeurs vivants ou des carcasses de rongeurs fraîches. Les chiens domestiques vivants peuvent être saignés dans les veines des pattes avant ou arrière sans effets néfastes. Les chiens doivent être maintenus et muselés de manière appropriée, ou anesthésiés avant de les saigner pour éviter les morsures.

### **Enquêtes sérologiques chez des animaux autres que les rongeurs ou les carnivores**

Les mammifères de grande taille ou de taille moyenne autres que les carnivores peuvent être utilisés comme hôtes sentinelles dans certaines circonstances (36,38). Par exemple, les cochons sauvages se sont montrés utiles comme hôtes sentinelles dans certaines régions de Californie aux Etats-Unis (36).

## **Surveillance des populations de vecteurs**

Les puces sont les vecteurs principaux de la peste, et il est essentiel de connaître les espèces de puces locales et leurs hôtes pour estimer les risques d'infection par la peste humaine et pour établir des mesures de lutte spécifiques et appropriées aux situations locales. L'importance relative des espèces de puces locales en tant que vecteurs de la peste peut généralement être déterminée par l'analyse des données de surveillance pertinentes, notamment le nombre de puces par hôte, leurs hôtes préférés, et les taux d'infection par *Y. pestis* chez les espèces de puces récoltées. Les futurs efforts de surveillance peuvent alors se concentrer sur les vecteurs importants et leurs hôtes, ce qui permet de réduire les coûts tout en fournissant l'information la plus pertinente en vue des activités de lutte. Les données hôte/puce peuvent aussi fournir des pistes indirectes sur les espèces de mammifères-hôtes impliquées dans les épizooties locales. Par exemple, la létalité parmi les écureuils de roche (*Spermophilus variegatus*) est élevée pendant les épizooties de

peste et il n'est pas inhabituel de trouver alors leur puce parasite habituelle *Oropsylla montana* (*Diamanus montanus*) sur d'autres hôtes tels que les chiens de prairie, les lapins, les souris ou les rats des forêts. Le nombre de puces par hôte est également important. L'augmentation du nombre moyen de puces par hôte n'est pas nécessairement inquiétante si l'espèce de puce est un vecteur médiocre de la peste. Toutefois, lorsque le nombre de *Xenopsylla cheopis* sur *Rattus* augmente au-delà d'un certain niveau, il peut s'avérer nécessaire de commencer à prendre des mesures de lutte pour diminuer le risque de cas humains et d'épizooties de peste (39).

### **Importance de l'identification taxonomique correcte des puces**

Plus de 1500 espèces de puces ont été décrites, mais moins de 15% d'entre elles ont été trouvées naturellement infectées par la peste (40). La distinction entre les espèces vectrices majeures et celles qui ont peu d'importance sur le plan épizootiologique ou épidémiologique demande souvent les compétences d'un entomologiste qualifié. Toutefois, les non-spécialistes peuvent apprendre à reconnaître les puces courantes qui sont présentes dans leur région. L'importance de l'identification taxonomique correcte des puces a été démontrée par des études de la Commission de la Peste en Inde au début des années 1900. Tout d'abord, on a pensé que *X. cheopis* était le seul membre de son genre qui infestait le *Rattus* local examiné par la Commission. Finalement, on a découvert que ces rats étaient aussi infestés par *X. astia*, qui est un vecteur relativement médiocre de la peste et qui présente beaucoup moins de risque pour l'homme que *X. cheopis*. Dès qu'il a été clair que deux espèces de puces étaient présentes, que leur quantité variait selon la saison ainsi que leur capacité à transmettre la peste, les chercheurs ont pu expliquer les fluctuations saisonnières des cas humains observées (39,41).

Souvent, les entomologistes formés peuvent identifier les espèces de puces directement à partir de sérum physiologique ou d'alcool sans avoir à préparer des montages permanents de lames en baume du Canada ou par un autre moyen. Malheureusement, la préparation des puces pour des montages permanents de lames détruit tous les bacilles de la peste qui sont présents, empêchant ainsi de déterminer l'infection par *Y. pestis*. Néanmoins, quelques puces au moins provenant de chaque district de surveillance devraient être montées pour servir de spécimens permanents en vue d'une référence taxonomique future. Les techniques standard pour le montage des puces sur les lames sont décrites dans plusieurs références (42,43).

### **Retirer les puces des animaux capturés**

Les techniques de récolte des puces sont relativement simples et peuvent être intégrées aux programmes existants de lutte contre les rongeurs. La méthode la plus courante pour récolter les puces est de les retirer des animaux-hôtes capturés. Si les hôtes sont capturés vivants, ils doivent être anesthésiés, comme il a été décrit dans la section sur la surveillance des rongeurs, avant toute autre préparation (*Fig. 1*). Les animaux anesthésiés sont ensuite placés dans un bassin émaillé blanc (une profondeur de 20 cm au moins est recommandée) et brossés vigoureusement à rebrousse-poil à partir de la queue avec une brosse à dent, un peigne ou autre instrument similaire (*Fig. 6*). Cela délogera les puces de l'hôte ; elles tomberont au fond du récipient d'où elles peuvent être récoltées à l'aide d'une pince ou un bâtonnet applicateur mouillé et déposées dans des flacons étiquetés contenant 2% de sérum physiologique ou d'alcool. Les puces conservées dans le sérum physiologique peuvent être gardées pour identification, isolement bactérien ou autres analyses (15,44,45,46). Celles qui sont conservées dans l'alcool peuvent être montées pour identification en utilisant les méthodes standard (43) ou analysées à la recherche de l'infection par *Y. pestis* au moyen du test de réaction de polymérisation en chaîne (PCR) (45,46). Les hôtes tués lors de la capture dans des trappes ou par d'autres moyens, peuvent être examinés directement, mais des insecticides ou des anesthésiants doivent être utilisés pour empêcher les puces de sauter sur le chercheur ou dans le laboratoire. Tout matériel utilisé comme litière à l'intérieur des trappes destiné à procurer de la chaleur à l'hôte doit également être examiné à la recherche de puces.

### **Récolte de puces dans les terriers**

Les puces peuvent être récoltées dans les terriers de rongeurs par nettoyage ou curetage. Lorsque les puces sont périodiquement échantillonnées par cette méthode, on note souvent que les indices des terriers sont peu élevés entre les épizooties, mais qu'ils augmentent de manière significative lorsque les épizooties provoquent une létalité élevée chez les hôtes. L'écouvillon à terrier typique est formé d'un câble d'acier ou d'un tuyau de caoutchouc dur avec un morceau de coton fixé à son extrémité (*Fig. 7*) (47,48). Le câble est utilisé pour pousser le tissu à l'intérieur de l'entrée du terrier ; les puces le prennent pour leur hôte normal et s'y accrochent. On extrait alors le tissu du terrier et on l'inspecte à la recherche de puces ou on le place dans un sac en plastique jusqu'à ce qu'il soit examiné. On peut tuer les puces à l'intérieur du sac par congélation, anesthésie ou à l'aide d'insecticides.

**Figure 6 :** Un lapin est peigné à la recherche de puces. Auparavant, l'animal et ses puces ont été anesthésiés. Lorsque le peigne traverse la fourrure, il déloge les puces et les fait tomber dans le bassin, d'où elles peuvent être récoltées pour identification et analyse.



**Figure 7 :** Agent de surveillance utilisant un écouvillon pour récolter les puces à l'intérieur d'un terrier.



### **Récolte de puces dans le matériel provenant des nids**

De nombreuses puces passent plus de temps dans le nid de leur hôte que sur l'hôte lui-même. Le matériel provenant des nids peut être examiné à la recherche de puces en triant le contenu dans un bassin émaillé tel que décrit plus haut pour récolter les puces des hôtes. Il peut s'avérer nécessaire de tuer les puces avant le tri pour éviter qu'elles ne s'échappent du bassin. Le matériel provenant du nid peut aussi être déposé dans un entonnoir Berlese, appareil qui utilise la chaleur d'une ampoule placée sur l'entonnoir pour attirer les puces et autres arthropodes au fond de l'entonnoir. Une fois que les puces ont atteint le fond, elles tombent dans un récipient qui contient du sérum physiologique ou de l'alcool (49).

### **Indices pulicidiens**

L'information essentielle obtenue à l'aide des enquêtes sur les puces et les rongeurs est le nombre de puces de différentes espèces trouvé sur diverses espèces d'hôtes. Ces données brutes peuvent être utilisées pour le calcul de différents indices, notamment :

- L'indice pulicidien spécifique = nombre de puces de l'espèce *A* récolté sur l'espèce d'hôte *Y*, divisé par le nombre d'individus de l'espèce-hôte *Y* examinée (la multiplication de cet indice par 100 donne l'indice en pourcentage).
- L'indice pulicidien total = nombre total de puces récoltées (peu importe l'espèce), divisé par le nombre total d'hôtes de l'espèce *Y* examinée.
- Le pourcentage d'hôtes infectés = nombre d'hôtes de l'espèce *Y* infestée par l'espèce de puce *A*, divisé par le nombre total d'hôtes de l'espèce *Y* examinée, multiplié par 100.

Des indices similaires peuvent être calculés à partir de collections de puces récoltées dans les terriers, les nids ou les maisons :

- Indice de terrier (ou de nid ou de maison) = nombre de puces de l'espèce *A* récoltées dans le terrier (ou le nid ou la maison) de l'espèce-hôte *Y*, divisé par le nombre total de terriers (ou de nids ou de maisons) de l'espèce-hôte *Y* examinée.

L'indice pulicidien spécifique est le plus utilisé parmi les indices ci-dessus. Il peut être utilisé conjointement avec d'autres données de surveillance sur les rongeurs et les vecteurs pour estimer les risques humains et les risques

épizootiques. Par exemple, il a été signalé qu'un indice pulicidien spécifique de plus de 1 pour *X. cheopis* sur les rats représentait une situation potentiellement dangereuse quant à un risque accru de peste pour l'homme (39). De nombreux facteurs affectent la fiabilité des indices pulicidiens, notamment l'espèce de l'hôte, l'âge de l'hôte, les techniques de piégeage, les zones choisies pour l'échantillonnage et la tendance naturelle des puces à infester fortement plusieurs hôtes au sein d'une population, tandis que de nombreux animaux n'ont que peu de puces, ou n'en ont pas du tout (variance élevée des rapports médians pour les données de l'échantillon). Pour obtenir des indices fiables permettant d'effectuer une comparaison entre différents sites d'enquête, toutes les procédures de piégeage et de récolte des ectoparasites doivent être standardisées dans la mesure du possible.

Une méthode d'échantillonnage séquentiel pour déterminer le nombre d'animaux-hôtes à échantillonner afin d'obtenir un indice pulicidien fiable pour une relation donnée hôte/puce a été décrite par Schwan (50). Ce dernier a trouvé que 20 *Arvicanthis niloticus* seulement étaient nécessaires pour établir un indice pulicidien spécifique fiable pour les infestations par *Dinopsyllus lypus* ou *Xenopsylla cheopis bantorum*. La méthode de Schwan utilise un calcul séquentiel de l'indice pulicidien spécifique pour déterminer la manière dont l'inclusion d'animaux supplémentaires et de leurs puces modifie les valeurs de cet indice. A mesure que d'autres animaux et leurs puces sont inclus dans le calcul de l'indice, les valeurs commencent à s'approcher d'une valeur particulière de l'indice qui reste relativement stable à mesure que d'autres échantillons sont ajoutés. On peut démontrer cela par un graphique en relevant le nombre d'animaux-hôtes examinés sur l'axe X et l'indice pulicidien spécifique (calculé sur X animaux et leurs puces) sur l'axe Y. Schwan a suggéré que le point où la courbe du graphique approche de zéro représente le nombre minimum approprié d'animaux qui doivent être échantillonnés pour obtenir un indice pulicidien spécifique fiable en utilisant des techniques d'échantillonnage standardisées.

#### Identification de *Y. pestis* chez les puces

Il est crucial de déterminer quelles sont les puces qui sont infectées par *Y. pestis* pour séparer les vecteurs d'importance locale de ceux qui n'ont qu'un rôle mineur. La méthode probablement la plus courante pour déterminer si les puces sont infectées par la peste consiste à inoculer aux animaux de laboratoire sensibles une suspension de broyat de puces dans du sérum physiologique (0,85%) (44). Le matériel pour les suspensions de puces peut être composé soit de puces individuelles soit de mélanges de puces ; ces dernières doivent être groupées par espèce, type d'hôte et zone de récolte.



Aux Centers for Disease Control and Prevention d'Atlanta (Etats-Unis), la procédure standard pour la préparation des puces en vue de l'inoculation est le broyage de mélanges de puces (jusqu'à 25 puces par groupe) à l'aide d'un mortier et d'un pilon et la mise en suspension du broyat dans 2 ml environ de sérum physiologique (0,85%). Cette suspension est ensuite inoculée aux souris par voie sous-cutanée (0,5 ml de suspension par souris). Les souris sont observées pendant les 21 jours suivants et celles qui meurent sont autopsiées afin d'obtenir des tissus pour l'isolement bactériologique. Les souris survivantes peuvent être sacrifiées le 21<sup>e</sup> jour suivant l'inoculation en vue d'un prélèvement de sérums et de tissus. *Y. pestis* a aussi été détectée chez les puces par des techniques immunologiques et PCR, mais ces procédures doivent encore faire l'objet de nombreux tests sur le terrain (15,45,46). Récemment, le PCR s'est prouvé plus sensible et plus fiable dans certaines situations que l'inoculation des souris (45). Toutefois, comme pour toutes les épreuves PCR, il faut s'efforcer d'éviter les faux positifs du fait de la contamination par des amplicons générés par les réactions précédentes ou résultant d'une contamination par d'autres sources.

### **Enquêtes de sensibilité aux insecticides**

Après l'identification des puces vectrices importantes localement, il faut déterminer leur sensibilité aux différents insecticides. Les informations sur la sensibilité aux insecticides des populations de puces dans les zones d'endémie pesteuse doivent être conservées dans la base de données de surveillance et périodiquement mises à jour. Une connaissance préalable de la résistance aux insecticides parmi les populations de puces locales permettra au personnel de lutte antipesteuse de choisir un insecticide approprié et de gagner un temps précieux en cas d'épizootie. Des nécessaires pour les tests de sensibilité des puces aux insecticides sont disponibles par l'intermédiaire de l'Organisation mondiale de la Santé.

### **Evaluation des données de surveillance**

Après chaque période de collecte, toutes les données provenant des animaux morts, des observations des colonies et des enquêtes sérologiques sur les rongeurs et les carnivores doivent être analysées et cartographiées afin de déterminer la répartition des animaux infectés par la peste dans la zone étudiée. Des informations sur la surveillance des êtres humains et des puces doivent également être incluses. La cartographie de l'information pendant l'épizootie peut aider à déterminer son étendue et à savoir si les efforts de lutte ont réussi à prévenir sa propagation à des zones où des êtres humains pourraient être exposés à un risque élevé d'infection. Une telle cartographie

aide à préciser le risque que les rongeurs et les puces infectés par la peste fait courir aux populations humaines des alentours. La proximité des animaux infectés avec d'autres populations de la même espèce ou de celles d'autres espèces de rongeurs, ainsi que la disponibilité d'habitats, doivent aussi être relevées. Ces informations sont utiles pour l'estimation de la probabilité d'extension de la peste dans de nouvelles zones ou parmi d'autres populations de rongeurs.

Dans la mesure du possible, le personnel de surveillance doit être conscient des activités humaines qui risquent d'affecter les populations de rongeurs locales, telles que le développement de nouvelles zones agricoles, de villages ou d'autres projets de développement. Les rongeurs réagissent rapidement aux changements d'habitat qui leur fournissent de nouvelles sources de nourriture et de nouveaux abris, et les problèmes existants concernant la peste seront exacerbés par les activités humaines qui créent de nouveaux habitats pour les rongeurs.

#### **Surveillance par les services de santé**

Les services de santé nationaux, régionaux et locaux doivent collaborer pour établir un programme de surveillance de la peste avec des responsabilités clairement définies pour les tâches de surveillance de routine et les études d'urgence. Les responsabilités doivent être réparties parmi les différents services de santé de manière à ce que les cas humains et les épizooties puissent être identifiés et étudiés dès que possible par des personnes formées à l'évaluation des risques de peste humaine et à la détermination des mesures de lutte appropriées. Cette surveillance prédictive et ces capacités de riposte d'urgence exigent un personnel, un équipement et des établissements appropriés. La section suivante décrit ces exigences de base et suggère la manière dont les responsabilités relatives aux différentes tâches de surveillance peuvent être déléguées aux services locaux, régionaux ou nationaux.

Les programmes nationaux doivent disposer de personnel formé dans des domaines aussi divers que la médecine, l'épidémiologie, la bactériologie, la sérologie, l'entomologie, la mammalogie, l'éducation sanitaire et l'hygiène de l'environnement. Le personnel doit être formé au niveau local pour inspecter les zones à la recherche de signes d'hécatombes de rongeurs, pour recueillir des échantillons en vue de la surveillance des rongeurs et des vecteurs, et pour diriger des programmes éducatifs destinés à promouvoir la sensibilisation à la peste, sa prévention et la lutte contre la maladie. Si les services de santé locaux manquent de personnel ayant une formation adéquate, des experts des services de santé régionaux ou nationaux doivent les former. Au niveau local,

on attend aussi des services de santé qu'ils maintiennent un contact étroit avec la communauté médicale afin que les cas humains soit reconnus et signalés dès que possible.

Etant donné les contraintes de temps et de déplacements, les agences locales sont normalement responsables au moins des premiers stades de l'étude des cas humains, notamment la coordination de la collecte et de l'expédition des spécimens diagnostiques, de l'établissement des antécédents d'exposition des patients et de la conduite des recherches préliminaires sur les lieux d'expositions probables.

A la suite de ces premières mesures, des recherches épidémiologiques et environnementales plus approfondies (décrites plus haut) doivent être lancées. Bien que le personnel puisse avoir une formation suffisante pour procéder à ces recherches, les services nationaux (ou régionaux) doivent être prêts à fournir une assistance supplémentaire par des experts, si nécessaire. Pour cette raison, les services de santé nationaux maintiennent au moins une équipe chargée de la peste composée d'experts dont la formation comprend les disciplines citées plus haut, ainsi que des connaissances sur la prévention de la peste et des techniques de lutte (12,51,52). Une équipe minimum, mais adéquate, se compose d'un épidémiologiste, d'un bactériologiste/sérologiste et d'un entomologiste/zoologiste.

Un membre de l'équipe au moins (habituellement l'épidémiologiste) doit avoir des qualifications médicales (12). Ces experts peuvent participer directement aux investigations sur les cas humains et aux activités de surveillance, ou servir de consultants aux fonctionnaires de la santé locaux ou régionaux. Ils peuvent aussi former le personnel local aux techniques du diagnostic, du traitement, de la surveillance et de la lutte contre la peste. Si le pays n'a ni les ressources ni le personnel pour former une telle équipe, il peut s'avérer nécessaire de demander l'assistance de consultants internationaux travaillant sous la direction de l'Organisation mondiale de la Santé. L'équipe nationale chargée de la peste doit avoir suffisamment d'équipement et de fournitures de terrain pour être à même de procéder à des investigations d'urgence sur l'épidémie ou l'épizootie, ainsi que des moyens de transport adéquats pour déplacer l'équipement et les membres de l'équipe chargée de la peste vers la zone touchée (52). Les programmes de surveillance doivent être prêts, si nécessaire, à engager et à former du personnel temporaire pendant les situations d'urgence ou lors des pics saisonniers d'activité de la peste.

Les programmes de surveillance doivent avoir des structures de laboratoires adéquates pour procéder aux analyses bactériologiques et

sérologiques des spécimens suspects. S'il est préférable d'avoir plusieurs laboratoires situés près des foyers de peste, il est essentiel de disposer au minimum d'un laboratoire central (ou national) qui puisse analyser les échantillons de surveillance et de diagnostic (12). Le laboratoire central doit être à même de confirmer la présence de *Y. pestis* dans des échantillons par culture, caractérisation biochimique et typage bactériophage. Le laboratoire doit aussi avoir des compétences en matière d'utilisation de techniques sérologiques standard pour détecter les anticorps antipesteux dans les échantillons de sérum. Dans la mesure du possible, le laboratoire doit pouvoir analyser les échantillons par immunofluorescence directe. Le personnel du laboratoire central doit se tenir au courant des récents développements dans le domaine de la biologie moléculaire et être prêt à adopter de nouvelles techniques qui soient rentables et utiles aux fins de la surveillance.

## Références

1. Isaacson M, Hallett AF. Serological studies on human plague in Southern Africa. Part 1: Plague antibody levels in a population during a quiescent and a subsequent active period in an endemic region. *South African Medical Journal*, 1975, 49:1165-1168.
2. White ME, Gordon D, Poland JD, Barnes AM. Recommendations for the control of *Yersinia pestis* infections. *Infection Control*, 1980, 1:324-329.
3. Barnes AM. Surveillance and control of bubonic plague in the United States. *Symposium Zoological Society London*, 1982, 50:237-270.
4. Goldenberg MI, Hudson BN, Kartman L. Pasteurella Infections: *Pasteurella pestis*. In: Bodily HL, Updyke EL, Mason JO (eds.) *Diagnostic Procedures for Bacterial, Mycotic, and Parasitic Infections*, New York, American Public Health Association, 1970, 422-439.
5. Clark JD, Olfert ED. Rodents (*Rodentia*); Part 4. Special Medicine: Mammals. In: Fowler ME (ed.) *Zoo and Wild Animal Medicine*, Philadelphia, W.B. Saunders, 1986, 727-748.
6. Moody MD, Winter CC. Rapid identification of *Pasteurella pestis* with fluorescent antibody. III. Staining *Pasteurella pestis* in tissue impression smears. *Journal of Infectious Diseases*, 1959, 104:288-294.
7. Winter CC, Moody MD. A rapid identification of *Pasteurella pestis* with fluorescent antibody. I. Production of specific antiserum with whole cell *Pasteurella pestis* antigen. *Journal of Infectious Diseases*, 1959, 104:274-280. II. Specific identification of *Pasteurella pestis* in dried smears. *Journal of Infectious Diseases*, 1959, 104:281-287.
8. Harlow E, Lane D. *Antibodies: A Laboratory Manual*. Cold Spring Harbor, New York, Cold Spring Harbor Laboratory, 1988.
9. Cary SG, Blair EB. New transport medium for the transport or shipment of clinical specimens. *Journal of Bacteriology*, 1964, 88:99-98.
10. Cavanaugh DC, Vivona S, Do-Van-Quy, Gibson FL, Deuber GL, Rust JH Jr. A transport medium for specimens containing *Pasteurella pestis*. *Bulletin of the World Health Organization*, 1967, 37:455-460.
11. Gross B, Bonnet DH. Snap versus cage traps in plague surveillance. *Public Health Reports*, 1949, 64:1214-1216.
12. Bahmanyar M, Cavanaugh DC. *Plague Manual*, Geneva, World Health Organization, 1976.

13. Hudson BW, Quan SF, Goldenberg MI. Serum antibody responses in a population of *Microtus californicus* and associated rodent species during and after *Pasteurella pestis* epizootics in the San Francisco Bay Area. *Zoonoses Research*, 1964, 3:15-29.
14. Hudson BW, Goldenberg MI, Quan TJ. Serologic and bacteriologic studies on the distribution of plague infection in a wild rodent plague pocket in the San Francisco Bay area of California. *Journal of Wildlife Diseases*, 1972, 8:278-286.
15. Levi MI, Ch.B. LTIukhanov, Kuznetskova KA. [Detection of the plague bacillus in fleas by means of an immunoenzyme assay with monoclonal antibodies.] *Meditinskaya Parazitologiya Parasitarnye Bolezni*, 1989, 1:57-60.
16. Cavanaugh DC, Thorpe BD, Bushman JB, Nicholes PS, Rust JH Jr. Detection of an enzootic plague focus by serological methods. *Bulletin of the World Health Organization*, 1965, 32:197-203.
17. Davis DHS, Heisch, RB, McNeill D, Meyer KF. Serological survey of plague in rodents and other small mammals in Kenya. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, 1968, 62(2):838-861.
18. Hudson BW, Goldenberg MI, McKluskie JD, Larson HE, McGuire CD, Barnes AM, Poland JD. Serological and bacteriological investigations of an outbreak of plague in an urban tree squirrel population. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 1971, 20:255-263.
19. Hudson BW, Quan TJ. Serologic observations during an outbreak of rat-borne plague in the San Francisco Bay area of California. *Journal of Wildlife Diseases*, 1975, 11:431-436.
20. Taylor P, Gordon DH, Isaacson M. The status of plague in Zimbabwe. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology*, 1981, 75:165-173.
21. Shepherd AJ, Leman PA, Hummutzsch DE, Swanepoil R. A comparison of serological techniques for plague surveillance. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, 1984, 78:771-773.
22. Isaacson M. Plague and cholera surveillance in southern Africa. *South Africa Medical Journal*, Supplement 1986:43-46.
23. Gill DE, Shepherd AJ, Leman PA, Erasmus BH. Plague surveillance in the northern Cape Province, South Africa. *South African Journal of Science*, 1987, 83:159-162.

24. Golubinski IE, Rudnik MP, Innokentieva TI, Lesnikov NT, Shmidt AA, Dneprovskaya LG, Brinkman VD, Andreevskaya NM. [Results of enzyme immunoassay for epizootiological investigations of natural plague foci in Siberia.] *Zhurnal Mikrobiologii, Epidemiologii i Immunobiologii*, 1988, 10:34-37.
25. Njunwa KJ, Mwaiko GL, Kilonzo BS, Mhina JI. Seasonal patterns of rodents, fleas and plague status in the Western Usambara Mountains, Tanzania. *Medical and Veterinary Entomology*, 1989, 3:17-22.
26. Williams JE. Use of ELISA to reveal rodent infections in plague surveillance and control programmes. *Bulletin of the World Health Organization*, 1990, 68:341-345.
27. Kilonzo BS. Observations on the epidemiology of plague in Tanzania during the period 1974-1988. *East African Medical Journal*, 1992, 69:494-499.
28. Kilonzo BS, Makundi RH, Mbise TJ. A decade of plague epidemiology and control in the western Usambara mountains, north-east Tanzania. *Acta Tropica*, 1992, 50:323-329.
29. Wolff KL, Hudson BW. Paper-strip blood-sampling technique for the detection of antibody to the plague organism *Yersinia pestis*. *Applied Microbiology*, 1974, 28:323-325.
30. Hall ER. *The mammals of North America*. Vol. 1 and Vol. 2. 2<sup>nd</sup> edition. John Wiley and Sons, New York, 1981.
31. Rust JH Jr, Miller BE, Bahmanyar M, Marshall JD Jr, Pumaveja S, Cavanaugh DC, Hia UST. The role of domestic animals in the epidemiology of plague; Part II:Antibody to *Yersinia pestis* in sera of dogs and cats. *Journal of Infectious Diseases*, 1971, 124:527-531.
32. Cruickshank JG, Gordon DH, Taylor P, Naim H. Distribution of plague in Rhodesia as demonstrated by serological methods. *Central African Journal of Medicine*, 1976, 22:127-130.
33. Willeberg PW, Ruppner R, Behymer DE, Higa HH, Franti CE, Thompson RA. Epidemiologic survey of sylvatic plague by serotesting coyote sentinels with enzyme immunoassay. *American Journal of Epidemiology*, 1979, 110:328-334.
34. Hopkins DD, Gesbrink RA. Surveillance of sylvatic plague in Oregon by serotesting carnivores. *American Journal of Public Health*, 1982, 72:1295-1297.

35. Smith CR, Nelson BC, Barnes AM. The use of wild carnivore serology in determining patterns of plague activity in rodents in California. In: Clark DO (ed.) *Proceedings of the Eleventh Vertebrate Pest Conference*, Sacramento, University of California, Davis, 1984: 71-76.
36. Nelson JH, Decker RH, Barnes AM, Nelson BC, Quan TJ, Gillogly AR, Phillips GS. Plague surveillance using wild boars and wild carnivore sentinels. *Environmental Health*, 1985, 47:306-309.
37. Clover JR, Hofstra TD, Kuluris BG, Schroeder MT, Nelson BC, Barnes AM, Boltzler RG. Serologic evidence of *Yersinia pestis* infection in small mammals and bears from a temperate rainforest of North Coastal California. *Journal of Wildlife Diseases*, 1989, 25:52-60.
38. Gordon DH, Isaacson M, Taylor P. Plague antibody in large African mammals. *Infection and Immunology*, 1979, 26:767-769.
39. Pollitzer R. *La peste*. Genève, Organisation mondiale de la Santé, 1954 (Série de Monographies).
40. Poland J, Barnes A. Plague. In: Steele JH, Stoenner H, Kaplan W (eds.) *CRC Handbook Series in Zoonoses. Section A: Bacterial, Rickettsial, and Mycotic Diseases, Volume 1*, Boca Raton Fla., CRC Press, 1979.
41. Kartman L, Prince FM, Quan SF, Stark HE. New knowledge on the ecology of sylvatic plague. *Annals of the New York Academy of Science*, 1958, 70:668-71.
42. Holland GP. *The Siphonaptera of Canada*. Ottawa, Canada; Dominion of Canada, Department of Agriculture, 1949 (Publication 817, Technical Bulletin 70).
43. Furman DP, Catts EP. *Manual of Medical Entomology*, 4th ed. Cambridge, Cambridge University Press, 1982.
44. Quan TJ, Barnes AM, Poland JD. Yersinioses. In: Balows A, Hausler WJ Jr. (eds). *Diagnostic Procedures for Bacterial, Mycotic and Parasitic Infections*, 6th ed. Washington DC, American Public Health Association, 1981:723-745.
45. Engelthaler DM, Gage KL, Montenieri JA, May Chu, Carter LG. PCR Detection of *Yersinia pestis* in Fleas: Comparison with Mouse Inoculation. *Journal of Clinical Microbiology*, 1999, 37(6):1980-1984.
46. Hinnebusch J, Schwan TG. New method for plague surveillance using polymerase chain reaction to detect *Yersinia pestis* in fleas. *Journal of Clinical Microbiology*, 1993, 31:1511-1514.
47. Vakhrousheva ZP, Gorchakov AD, Kolupaeva NA, Chernykh EG. [The use of flannel flags for collecting fleas at the entrance of burrows of steppe rodents.] *Meditinskaya Parazitologiya i Parazitarnye Bolenzi*, 1989, 1: 54-57.



48. Beard ML, Rose ST, Barnes AM, Montenieri JA. Control of *Oropsylla hirsuta*, a plague vector, by treatment of prairie dog burrows with 0.5% permethrin dust. *Journal of Medical Entomology*, 1992, 29:25-29.
49. Borror DJ, DeLong DM, Triplehorn CA. *Introduction to the study of insects*, 5th ed. Philadelphia, Saunders College Publishing, 1981.
50. Schwan TG. Sequential sampling to determine the minimum number of host examinations required to provide a reliable flea (*Siphonaptera*) index. *Journal of Medical Entomology*, 1984, 21:670-674.
51. Guide technique pour l'établissement d'un système de surveillance de la peste. *Relevé épidémiologique hebdomadaire de l'OMS*, 1973, 14:149-160.
52. Surveillance de la peste et lutte antipesteuse. *Chronique OMS*, 1980, 34:139-143.



## 7

# PRÉVENTION ET LUTTE DANS LES SERVICES DE SANTÉ NATIONAUX

---

*Dr Kenneth L. Gage*

Bien que les services de santé locaux ou régionaux puissent avoir une expertise considérable et faire un excellent travail de gestion de la peste au sein de leur district, le potentiel de propagation rapide de la peste d'une région d'un pays à une autre exige des programmes nationaux de prévention et de lutte capables de coordonner les efforts locaux et régionaux, et de leur offrir leur assistance. Comme la peste ne respecte pas les frontières internationales, une coopération avec les services de santé nationaux des pays voisins est requise pour lutter avec succès contre cette maladie. Ce sont les services nationaux de santé plutôt que les agences locales ou régionales qui administrent le mieux les activités internationales de lutte. La surveillance de la peste et la lutte contre la maladie dans les installations portuaires et dans les aéroports internationaux doivent également être placées sous la supervision des services de santé nationaux. Comme on l'a vu sous la surveillance de la peste, l'organisation des programmes de prévention et de lutte aux niveaux national, régional ou local peut varier considérablement d'un pays à l'autre, mais ces programmes ont en commun plusieurs caractéristiques importantes.

L'Organisation mondiale de la Santé (3) a recommandé un système de prévention de la peste et de lutte antipesteuse en quatre phases qui peut être adapté aux exigences et aux ressources de différents pays. La présente section résume ce système et décrit comment sa mise en œuvre résultera en un programme national de prévention et de lutte intégré de manière efficace aux programmes locaux et régionaux.

Les deux premières phases du système de l'OMS abordent les mesures d'urgence à mettre en œuvre lorsque survient un cas de peste humaine. Les programmes de prévention et de lutte dans chaque pays doivent avoir un personnel, un équipement et des structures de laboratoire adéquats pour entreprendre les activités des phases 1 et 2 décrites ci-dessous. Les phases 3 et 4 tracent les grandes lignes de l'établissement d'un système de surveillance et de mesures de prévention et de lutte à long terme. Ces activités exigent

davantage d'investissement en matière de personnel et de ressources que les phases 1 et 2, mais si elles sont couronnées de succès le risque de peste humaine sera considérablement réduit. Il est donc recommandé que les pays mettent en œuvre les phases 3 et 4 le plus largement possible.

## Phase 1 : Diagnostic et intervention médicale

Les fonctionnaires des services de santé nationaux doivent s'assurer que leurs homologues locaux et régionaux sont formés et prêts à entreprendre des mesures d'urgence chaque fois qu'un cas humain est suspecté. Après avoir identifié un cas de peste suspect, les services de santé locaux doivent :

- (1) informer les autorités nationales et/ou régionales ;
- (2) s'assurer que les spécimens appropriés sont expédiés à un laboratoire qualifié pour la confirmation diagnostique de l'infection par *Y. pestis* ;
- (3) vérifier que les patients ont été placés sous antibiothérapie et que les stocks d'antibiotiques locaux sont suffisants pour la prise en charge de plusieurs patients ; et
- (4) isoler les patients atteints de peste pulmonaire et coopérer avec les autres services de santé pour identifier, suivre et, si nécessaire, faire en sorte que les personnes en contact avec les patients reçoivent un traitement prophylactique.

Outre les mesures ci-dessus, une investigation épidémiologique préliminaire doit être lancée. Le but de cette investigation est d'obtenir des antécédents d'exposition du patient afin de faire une première évaluation des sources probables d'infection et des risques potentiels pour d'autres personnes dans la région. Les services de santé nationaux et régionaux, notamment l'équipe nationale chargée de la peste dont il a été fait mention plus haut, peuvent être envoyés dans la région si les compétences ou les ressources locales sont inadéquates. Les experts de la peste des services de santé nationaux peuvent aussi aider les autorités locales ou régionales à déterminer s'il faut recommander la vaccination des individus dans certaines zones ou pour les professions à haut risque. Si le programme de vaccination est approuvé et que des stocks de vaccin ne sont pas disponibles localement, les services de santé nationaux doivent être prêts à informer les autorités locales et régionales sur la manière de s'en procurer.

## **Phase 2 : Investigation épidémiologique et épizootiologique et mesures d'urgence**

La deuxième phase du programme doit être lancée immédiatement après la phase 1. Les activités de la phase 2 comprennent une investigation environnementale intensive des sites qui présentent un danger potentiel d'exposition pour l'homme et le lancement de mesures de lutte d'urgence pour prévenir d'autres cas. Ces investigations exigent à la fois des épidémiologistes et des personnes formées aux techniques de surveillance et de lutte contre les rongeurs et les puces. L'équipe nationale chargée de la peste, dont les services ont déjà été demandés pendant la phase 1, peut fournir l'expertise nécessaire lorsque le personnel local ou régional n'a pas la formation adéquate. Les ressources centrales en matière de laboratoire doivent être mises à la disposition de l'équipe.

Les buts de l'investigation environnementale de la phase 2 sont :

- (1) d'identifier les espèces de rongeurs et de puces qui sont les sources d'infection les plus probables dans la zone où le ou les cas humains sont survenus :
- (2) de déterminer l'étendue de l'épidémie et/ou de l'épizootie associée au cas humain initial ;
- (3) d'identifier les zones de risque potentiel pour l'homme.

Ces informations sont utilisées pour déterminer les mesures de lutte d'urgence qui s'imposent pour éviter d'autres cas humains.

## **Phase 3 : Surveillance et lutte**

Le but de la phase 3 est d'établir un programme de surveillance et de lutte. Étant donné les différences écologiques entre les foyers de peste dans différentes régions géographiques, une recherche préliminaire est nécessaire pour identifier quelles espèces de rongeurs et de puces doivent être ciblées pour la surveillance et la lutte intensives.

Les données de recherche peuvent aussi être utilisées en même temps que les informations sur le paysage local, l'activité humaine et l'écologie des hôtes/vecteurs pour établir des stratégies de prévention et de lutte appropriées dans un foyer de peste donné. Toute mesure de lutte par des rodenticides, des insecticides ou de contrôle de l'environnement mise au point durant cette

phase doit être testée localement pour évaluer son efficacité à réduire le risque de peste humaine.

Lorsque les services de santé locaux ou régionaux n'ont pas l'expertise voulue pour effectuer ces recherches, ils doivent être assistés par du personnel au niveau national. Les services de santé nationaux doivent aussi travailler avec les autorités locales et régionales pour mettre au point et administrer des programmes éducatifs destinés à mieux sensibiliser et informer le personnel de soins de santé et le public en général.

#### **Phase 4 : Gestion**

La phase finale du programme de prévention de la peste et de lutte antipesteuse souligne la gestion à long terme des foyers de peste. Une telle gestion demande une surveillance continue des espèces importantes d'hôtes et de vecteurs identifiées durant la phase 3. Lorsque le programme de surveillance identifie une épizootie de peste, les mesures de lutte établies pendant la phase 3 doivent être mises en œuvre dès que possible. La gestion à long terme de l'environnement dans les foyers de peste doit aussi être encouragée. Cette gestion implique l'élimination ou la réduction des zones, proches des maisons et des lieux de travail, qui attirent les rongeurs sensibles à la peste. Le personnel chargé de la peste doit collaborer avec d'autres fonctionnaires gouvernementaux pour réglementer et modifier les activités et pratiques – telles que projets agricoles, constructions, installations d'évacuation des ordures, etc. – qui peuvent conduire à procurer davantage de nourriture et d'abri aux rongeurs-hôtes importants sur le plan local. Les services de santé doivent poursuivre les programmes d'éducation mis au point pendant la phase 3. Enfin, la recherche en vue d'améliorer les techniques existantes de surveillance et de lutte doit se poursuivre, selon les procédures esquissées pour la phase 3.

## Références

1. Bahmanyar M, Cavanaugh DC. *Plague Manual*. Genève, Organisation mondiale de la Santé, 1976.
2. Guide technique pour l'établissement d'un système de surveillance de la peste. *Relevé épidémiologique hebdomadaire de l'OMS*, 1973, 14:149-160.
3. Surveillance de la peste et lutte antipesteuse. *Chronique de l'Organisation mondiale de la Santé*, 1980, 34:139-143.