

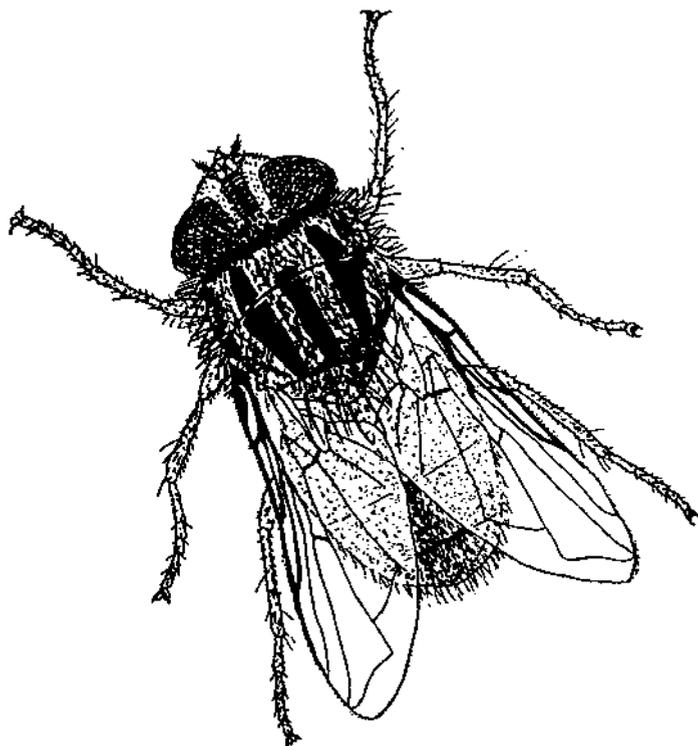
**MANUEL
DE LUTTE CONTRE LA
LUCILIE BOUCHÈRE**

***Cochliomyia hominivorax*, Coquerel**



MANUEL DE LUTTE CONTRE LA LUCILIE BOUCHERE

COCHLIOMYIA HOMINIVORAX COQUEREL



ORGANISATION DES NATIONS UNIES POUR
L'ALIMENTATION ET L'AGRICULTURE

Rome, 1990

PREFACE

La lucilie bouchère Cochliomyia hominivorax, Coquerel, récemment apparue sur le continent africain, menace gravement non seulement l'avenir du bétail et de la faune de ce continent, mais peut-être aussi la population animale des pays méditerranéens de l'Europe et du Proche-Orient voisins de l'Afrique.

Ce diptère, parasite obligatoire de tous les animaux à sang chaud, et de l'homme, se développe aux stades larvaires, en se nourrissant de chair vivante. Il est donc un des principaux agents des myiases. Dans son ancien habitat naturel, limité aux zones tropicales et subtropicales de l'Amérique du Nord, de l'Amérique centrale et de l'Amérique du Sud, la lucilie bouchère est considérée comme une grave menace pour l'élevage. Dans le seul Etat du Texas, les pertes annuelles, de l'ordre de 300 millions de dollars E.-U., justifiaient le lancement d'une vaste campagne conjointe d'éradication par les Etats-Unis et le Mexique.

Il existe plusieurs espèces de diptères qui, comme la lucilie bouchère, sont des parasites obligatoires myiasigènes causant des myiases. Cependant, à l'exception peut-être de Chrysomya bezziana, aucune autre espèce parasite ne peut être considérée comme parasite ayant une telle importance économique pour l'élevage.

La récente introduction de C. hominivorax en Afrique est pour l'instant limitée à un territoire assez restreint de l'Afrique du Nord. Si elle n'est pas contenue dans ses limites actuelles et finit par s'étendre aux zones productives subsahariennes, cette infestation risque d'être catastrophique pour le bétail et la faune de ces pays, d'autant plus que la faune ne bénéficie pas de la prévention et des traitements dus à une intervention humaine. L'homme pourrait aussi être directement touché par la maladie.

L'actuelle distribution restreinte du parasite en Afrique permet d'envisager l'éradication, à condition que les mesures nécessaires soient prises sans tarder. mais si on laisse la mouche envahir d'autres territoires, les possibilités d'éradication diminueront et la présence permanente du parasite viendra s'ajouter aux obstacles qui compromettent d'ores et déjà le développement économique de tout le continent.

L'introduction accidentelle de ce ravageur exotique en Afrique montre qu'il faut, dans un monde de plus en plus interdépendant, que la communauté internationale coopère pour adopter des mesures de prévention de la maladie et de lutte contre celle-ci. A cet égard, en tant qu'institution technique internationale responsable, la FAO peut jouer un rôle de premier plan, à la fois en diffusant des informations et en coordonnant les activités nationales et internationales, essentielles à la lutte contre les vecteurs de maladies.

L'Organisation s'est mise au travail en Afrique du Nord, en coopération avec les institutions nationales, pour élaborer des programmes régionaux et nationaux, visant à assurer, dans un premier temps, la prévention et la lutte contre la lucilie bouchère, puis son élimination.

La FAO accorde beaucoup d'importance à la formation de personnel national de haut niveau dans le cadre de ces programmes. Le présent manuel a donc essentiellement pour objet d'appuyer les activités de formation entreprises dans toute la région. Nous espérons qu'il sera aussi utile au personnel vétérinaire d'autres pays où les myiases causées par la lucilie bouchère sont endémiques et aux pays menacés en raison de leur situation géographique ou de l'importation d'animaux en provenance de pays infestés.

La FAO remercie la Commission Mexique/ Etats-Unis pour l'éradication de la lucilie bouchère, qui lui a fourni certains des renseignements repris dans le présent manuel, ainsi que les principaux auteurs de cet ouvrage, M. M. Vargas, Commission Mexique/Etats-Unis de lutte contre la lucilie bouchère et M. M.J. Hall, British Museum (Natural History). M. B.S. Hursey, spécialiste de la santé animale au Service de la santé animale, s'est chargé de la mise en forme définitive.

H.A. Jasiorowski
Directeur
Division de la production et de la santé animales
FAO, Rome

TABLE DES MATIERES

	Page
INTRODUCTION.....	1
CHAPITRE PREMIER - BIOLOGIE.....	4
1.1 Distribution géographique.....	4
1.2 Cycle biologique.....	5
1.3 Techniques d'élevage en laboratoire..	13
CHAPITRE 2 - IDENTIFICATION.....	16
2.1 L'adulte.....	16
2.2 L'oeuf.....	17
2.3 La larve.....	19
2.4 La pupe.....	29
2.5 Clés d'identification.....	30
2.6 Techniques de laboratoire pour l'examen des spécimens.....	44
CHAPITRE 3 - MYIASES.....	50
3.1 Diagnostic.....	50
3.2 Pathologie.....	52
3.3 Principes du traitement.....	54
3.4 Prévention de la maladie et lutte....	61
3.5 Maîtrise de la maladie.....	65

3.6 Eradication de la lucilie bouchère...	70
3.7 Déclaration de la maladie.....	72
3.8 Recherches à effectuer.....	75
CHAPITRE 4 - ENQUETES	76
4.1 Enquêtes.....	76
4.2 Enquêtes sur les larves.....	76
4.3 Enquêtes sur les masses d'oeufs.....	82
4.4 Enquêtes sur les mouches adultes.....	83
CHAPITRE 5 - CONSIDERATIONS ECONOMIQUES.....	91
5.1 Economie.....	91
REMERCIEMENTS.....	95
BIBLIOGRAPHIE.....	96

INTRODUCTION

Par myiase, on entend l'infestation d'animaux vivants par des larves de diverses espèces d'insectes qui se nourrissent de tissus. La lucilie bouchère, dont le nom scientifique est Cochliomyia hominivorax (Coquerel), est l'un des principaux responsables de cette maladie, car il s'agit d'un parasite vorace et obligatoire de tous les animaux à sang chaud. On qualifie souvent de "Cochliomyiase" la myiase provoquée par C. hominivorax, pour la différencier des autres infestations.

Contrairement aux autres diptères provoquant des myiases, que l'on trouve aussi sur les tissus morts (parasites facultatifs), la lucilie bouchère (parasite obligatoire) ne survit et ne se développe, aux stades larvaires de son cycle biologique, qu'en se nourrissant de chair vivante.

Le parasite est la forme larvaire d'une mouche, Cochliomyia hominivorax (Coquerel), qui s'attaque à de nombreux animaux à sang chaud et à l'homme. Jusqu'à une époque récente, ce parasite n'était présent qu'au Nouveau Monde, s'y étendant du sud du Mexique au nord de l'Argentine et à l'Uruguay, et à certaines îles des Caraïbes. On l'a toutefois observé en Afrique du Nord en 1988, non loin de Tripoli (Libye), mais son identification n'a été confirmée qu'en 1989. Depuis lors, plusieurs cas ont été signalés en Libye, mais jusqu'à septembre 1989, aucun n'a été déclaré dans les pays voisins.

On ignore comment les mouches sont arrivées en Afrique du Nord, mais on suppose qu'elles ont été introduites par du bétail contaminé provenant d'une zone où elles sont endémiques. L'utilisation croissante de moyens de transport rapides depuis les années 50 a favorisé la propagation de nombreuses espèces d'insectes nuisibles. La lucilie bouchère avait été introduite au Canada par des animaux

infestés, mais la population installée dans ce pays n'a pas réussi à hiverner. Des calliphoridés ont même déjà été transportés d'un continent à l'autre. Quatre espèces de mouches à viande de l'Ancien Monde du genre Chrysomya, analogue au genre Cochliomyia, se sont installées en Amérique du Sud pendant les dix dernières années. Des larves vivantes de Cochliomyia hominivorax provenant du Brésil ont été accidentellement importées en France par un chien blessé à l'oreille. Elles ont été enlevées avant de parvenir à maturité et élevées jusqu'au stade adulte dans un laboratoire de la région parisienne.

La mouche adulte n'est pas dangereuse en soi, mais les femelles pondent sur les blessures des mammifères. Les asticots, ou larves, qui éclosent, commencent immédiatement à se nourrir sur la chair vivante, en s'enfonçant dans la blessure, agrandissant progressivement celle-ci. Les infestations de lucilie bouchère peuvent affecter gravement et rendre infirme l'animal atteint, qui meurt généralement si la blessure n'est pas traitée.

Dans le Nouveau Monde, la lucilie bouchère a provoqué de grandes pertes au secteur de l'élevage, en particulier chez les bovins. Les blessures provoquées par l'écornage, le marquage au fer chaud, les morsures de tiques et en particulier le vêlage attirent très fortement les femelles au moment de la ponte. Dans la plus grande partie du Nouveau Monde, Cochliomyia hominivorax est considérée comme le principal insecte ennemi du bétail, immédiatement après les tiques, principaux arthropodes nuisibles. Les pertes économiques provoquées par la lucilie bouchère sont importantes, parce que même si les animaux survivent, ils deviennent plus réceptifs à d'autres maladies, la production de viande et de lait diminue et la peau est endommagée. En outre, les dépenses de personnel pour l'inspection et le traitement du bétail, et les coûts des traitements eux-mêmes peuvent être très élevés. Les effets de ce parasite sur la faune sauvage sont probablement

encore plus dévastateurs car ces animaux sont hors de portée de l'homme et ne peuvent donc bénéficier, comme les animaux domestiques, de traitements et de mesures de protection.

Lorsque les conditions de l'hôte et celles du climat sont toutes deux favorables, la croissance de la population de lucilies bouchères peut être considérable. Non seulement les mouches peuvent être transportées très loin par le bétail blessé, mais elles peuvent aussi parcourir par leurs propres moyens jusqu'à 290 km en moins de deux semaines. Chaque femelle peut pondre plusieurs fois pendant son existence.

Les pratiques recommandées dans le présent manuel pour la diagnose, le traitement, la lutte et l'éventuelle éradication de ce parasite et de la maladie sont donc essentiellement le fruit des nombreuses années de recherches effectuées et d'expérience acquise en Amérique. Cependant, les études scientifiques et les essais de terrain qui seront effectués amèneront peut-être à modifier ces techniques pour les adapter aux conditions locales dans les nouvelles zones d'infestation.

CHAPITRE PREMIER

BIOLOGIE

La lucilie bouchère appartient à l'ordre des Diptera (insectes à deux ailes). Elle est classée comme suit dans cet ordre:

Ordre:	Diptera
Sous-ordre:	Cyclorrhapha
Division:	Schizophora
Section:	Calyptratae
Superfamille:	Oestroidea
Famille:	Calliphoridae
Sous-famille:	Chrysomyinae
Tribu:	Chrysomyini
Genre:	Cochliomyia
Espèce:	hominivorax (Coquerel)

L'histoire de la nomenclature de la lucilie bouchère est quelque peu confuse. D'abord, le genre Cochliomyia a aussi été connu sous le nom de Callitroga. Ensuite, cette espèce a aussi été appelée Lucilia hominivorax, Calliphora infesta, Calliphora anthropophaga, Somomyia fulvobarbata et Cochliomyia americana.

Il n'y a que trois autres espèces du genre Cochliomyia: minima, aldrichi et macellaria. A l'heure actuelle, elles sont strictement américaines. Cochliomyia macellaria est nécrophage mais peut devenir un agent facultatif de myiase. Sa ressemblance avec Cochliomyia hominivorax a été à l'origine de nombreuses erreurs d'identification.

1.1 DISTRIBUTION GEOGRAPHIQUE

C. hominivorax est endémique dans les régions tropicales et subtropicales du Nouveau Monde (Amérique du Nord, Amérique centrale, Amérique du

Sud et îles des Caraïbes). Sa distribution tient essentiellement à son incapacité à survivre longtemps par temps froid. La chaleur et l'humidité sont pour elle des conditions optimales, tandis que la chaleur sèche prolongée ou le froid lui sont moins favorables. Son activité décroît au-dessous de 21°C et la mouche ne survit pas lorsque la température moyenne est inférieure à 9°C pendant trois mois, ou à 12°C pendant cinq mois consécutifs.

Les adultes volent bien et se dispersent largement. On a signalé des sujets couvrant jusqu'à 290 km en deux semaines. Si les conditions sont favorables, la mouche peut donc se disperser rapidement à de grandes distances des limites de sa zone d'hivernage. C'est ce qui se passait chaque année en Amérique du Nord avant l'adoption de techniques d'éradication, qui ont permis de repousser les limites nord de l'habitat de la mouche au sud des frontières méridionales du Mexique. Les limites du sud de l'habitat de la mouche passent par le Chili, l'Argentine et l'Uruguay.

La présence de la lucilie bouchère en Afrique du Nord n'a été confirmée qu'en 1989.

1.2 CYCLE BIOLOGIQUE

On a constaté la présence de Cochliomyia hominivorax sur de très nombreux animaux d'élevage, sur des animaux sauvages et sur l'homme. Cette espèce a d'abord été décrite après l'observation d'un cas de myiase humaine à Cayenne (Guyane française) en 1858. Son nom latin signifie littéralement "qui dévore l'homme". L'homme est particulièrement exposé à l'infestation lorsqu'il vit dans des conditions de mauvaise hygiène et à proximité de bétail infesté. Si elles ne sont pas traitées rapidement, les infestations de l'homme peuvent devenir très débilitantes, voire mortelles, en particulier si les fosses nasales et les sinus frontaux, les yeux, les oreilles et la bouche sont

atteints. Toutefois, la lucilie bouchère pose essentiellement un problème vétérinaire, comme on l'a constaté lors d'une épidémie au Texas en 1935; on avait en effet observé environ 230 000 cas chez les animaux, contre 55 seulement chez l'homme.

La liste des animaux hôtes est très longue, car presque tous les animaux à sang chaud peuvent être attaqués. On signale souvent des cas chez les bovins, équins, ovins, caprins, porcins et chiens. En Afrique du Nord, le dromadaire est devenu hôte. Le comportement de certains hôtes et leur réaction physiologique aux blessures peuvent les rendre plus résistants aux attaques de la lucilie bouchère. De très nombreux animaux sauvages sont également menacés, aussi bien dans des zoos qu'en milieu naturel. L'éradication de la lucilie bouchère en Amérique du Nord et dans la plus grande partie du territoire mexicain a, dans ces zones, permis un accroissement des populations de grands animaux sauvages.

Les femelles gravides de lucilies bouchères sont attirées par les blessures ouvertes des animaux à sang chaud. En réalité, toutes les blessures les attirent, y compris les lacérations accidentelles, provoquées par exemple par du fil de fer barbelé, ou les blessures imputables aux pratiques d'élevage (tonte, castration, écornage ou marquage au fer chaud). De nombreuses infestations de lucilie bouchère sont dues à des blessures naturelles. Ainsi, dans certaines zones touchées, 90 pour cent des infestations de bovins commencent au siège de morsures de tiques, et sur les animaux nouveau-nés, le siège le plus souvent infesté est l'ombilic non cicatrisé. Dans les élevages de cerfs du sud des Etats-Unis, avant l'éradication, jusqu'à 80 pour cent des faons mouraient chaque année à cause de ces infestations.

La majorité des infestations s'installent sur des blessures cutanées, mais les larves peuvent aussi envahir les cavités naturelles, narines, yeux, bouche, oreilles et vagin. L'invasion des fosses

nasales est l'infestation la plus fréquente des cavités naturelles de l'homme. Les larves de lucilie bouchère ne commencent à se développer que sur des animaux vivants. Elles peuvent toutefois terminer leur développement sur l'hôte s'il meurt après l'infestation, à condition qu'elles atteignent le deuxième stade larvaire et que le corps reste chaud.

Le séjour sur un hôte pour la ponte dure en moyenne 15 minutes (6 minutes avant, 6 minutes pendant et 3 minutes après la ponte), et la mouche peut se nourrir sur la blessure avant ou après la ponte. Avant la ponte, la mouche fait la toilette de son abdomen. Elle sort ensuite son ovipositeur pour sonder la région de la blessure afin d'y trouver un site approprié. Une fois le sondage commencé, la mouche est difficilement distraite de la ponte. Une femelle dépose 10 à 190 oeufs -200 en moyenne- en une masse plate ayant la forme d'un galet sur le bord sec de la blessure. Tous les oeufs sont orientés dans la même direction lorsque l'ovipositeur est frotté d'un côté à l'autre (figure 5).

Souvent, les oeufs sont divisés en deux ou trois masses, qui peuvent être pondues à plusieurs minutes d'intervalle dans la même blessure ou dans des blessures différentes. Les femelles qui pondent ensuite sur une blessure déjà occupée par une masse d'oeufs vont invariablement déposer leurs oeufs au contact direct de la première masse d'oeufs. Ce qui semble être une masse unique peut donc provenir de deux ou plusieurs femelles.

La ponte a lieu à intervalles de trois jours environ. En conditions naturelles, on a observé une mouche femelle qui pondait huit masses distinctes d'oeufs pendant une période de 33 jours, mais en moyenne, une femelle pond à peu près quatre fois.

Les larves du premier stade éclosent 11 à 24 heures environ après la ponte et commencent immédiatement à se nourrir sur les tissus vivants.

Elles ont en commun avec celles de Chrysomya bezzania une méthode grégaire de nutrition caractéristique de ces vers, s'enfonçant tête en bas dans les tissus, ne laissant dépasser que leur extrémité postérieure. Si la larve est immergée dans les sécrétions de la blessure, l'extrémité postérieure de son abdomen, qui porte les stigmates postérieurs, est périodiquement émergée pour permettre la respiration. Autrement, une fois enfoncées dans la chair, les larves ne se déplacent pas aux alentours de la blessure comme le font de nombreux agents secondaires de myiase. Leurs grosses spinules orientées vers l'arrière empêchent de les déloger facilement.

Les larves se nourrissent, se développent et muent en passant par trois stades successifs. Au fur et à mesure qu'elles se nourrissent, elles produisent des exsudats qui favorisent les infections bactériennes secondaires et empêchent la cicatrisation. Les grandes blessures infestées produisent du pus et du sang et ont une mauvaise odeur caractéristique, particulièrement attirante pour les mouches femelles. Au fur et à mesure que de nouvelles masses d'oeufs sont déposées et éclosent, la blessure s'agrandit et se creuse beaucoup, du fait du nombre croissant de larves qui s'y développent. Les espèces secondaires déterminant des myiases peuvent aussi être attirées par la blessure, mais, contrairement à la lucilie bouchère, leurs larves n'y pénètrent en général pas profondément.

La vitesse de développement des larves dépend de la température, de la taille et de la nature de la blessure, ainsi que du nombre de larves présentes. Il y a une période distincte de 4 à 8 jours environ pendant laquelle elles se nourrissent, après quoi elles quittent l'animal et tombent à terre, en général en début de matinée, ou après midi. Dans un rayon d'à peu près 45 cm de l'endroit où elles tombent, elles s'enfoncent de plusieurs centimètres dans le sol. La profondeur à laquelle

elles s'enfoncent dépend du type de sol et du couvert végétal (elles s'enfoncent plus profondément dans les sols ayant un couvert végétal peu épais). La texture et la température du sol sont des paramètres importants de la survie des larves. Le pH du sol ne semble pas avoir d'effet sur la durée du stade pupal ou l'émergence des adultes. Lorsqu'elle trouve des conditions favorables, la larve reste immobile; 60 pour cent des larves restent en position verticale, 30 pour cent en position oblique et 10 pour cent en position horizontale. La cuticule se durcit et fonce pour prendre une couleur café rougeâtre. Cette transformation a lieu dans les 24 heures qui suivent le départ de la blessure.

La durée de la période pupale dépend dans une grande mesure de la température, allant, par exemple dans le sud des Etats-Unis (Texas) de 7 jours en été à 54 jours en hiver. En laboratoire, en atmosphère contrôlée (100 pour cent d'humidité relative), la période pupale varie de 6 jours à 34,5°C à 32 jours à 15°C. Le cycle biologique s'achève en 21 jours environ dans des conditions favorables, à 22°C, mais s'il fait froid, il peut aller jusqu'à 2 à 3 mois.

Les mouches adultes émergent généralement tôt le matin, entre 4 heures et 7 heures, les femelles souvent plus tôt que les mâles. Pour sortir du puparium, l'adulte gonfle son ptilinum, ampoule frontale éredile que possèdent tous les diptères cyclorrhaphes, en faisant affluer dans la tête l'hémolymphe du thorax et de l'abdomen. Le ptilinum est rétracté par une procédure inverse, les muscles de la tête faisant refluer l'hémolymphe dans le thorax. La pression du ptilinum gonflé fait sortir la tête du puparium, libérant la mouche adulte qui se fraie ensuite un chemin jusqu'à la surface, se servant à nouveau de son ptilinum à cette fin.

Au moment de l'émergence, la cuticule de la mouche est molle et claire, les ailes froissées et repliées. Lorsqu'elle atteint la surface du sol, la mouche reste immobile environ 15 à 20 minutes,

pendant lesquelles les ailes se déplient progressivement, la mouche les lissant à l'aide de ses pattes postérieures pour les mettre en place. Au bout de quelques heures, l'abdomen perd sa couleur blanchâtre et le corps entier prend une couleur bleu-vert métallique. Trois bandes longitudinales du thorax foncent, celle du milieu étant la plus courte et la plus étroite. Après le durcissement du corps, le ptilinum n'est plus érectile et les muscles qui le commandent s'atrophient.

Pendant les deux jours qui suivent l'émergence, les mouches se dispersent sur une vaste étendue. Toutefois, le vol est réduit lorsque la vitesse du vent dépasse 8 km/h. On trouve surtout les mouches lorsque la végétation est basse, et non pas dans les feuillages denses ni dans les bâtiments.

Les mâles parviennent à maturité sexuelle en 24 heures et sont polygames, s'accouplant 5 à 6 fois. Les femelles ne s'accouplent en général qu'une fois, vers le deuxième ou le troisième jour suivant l'émergence. L'accouplement a lieu à la lumière du jour et dure 1,6 à 3,8 minutes. La femelle est prête à déposer son premier paquet d'oeufs environ quatre jours plus tard. Elle commence alors à chercher un hôte approprié, et on trouve rarement des femelles vierges sur un hôte. S'il n'y a pas d'hôte à proximité, elle est capable de parcourir de grandes distances pour en trouver un. On a observé des mouches qui ont couvert jusqu'à 290 km en moins de deux semaines. La capacité de dispersion de la population est donc très grande.

Les mouches à viande femelles sont autogènes pendant le premier cycle gonotrophique au moins, ce qui signifie qu'elles n'ont pas besoin d'aliments protéiques avant de déposer leur premier paquet d'oeufs: elles peuvent avoir besoin de protéines pour les pontes ultérieures. Elles absorbent les protéines nécessaires pour la production du premier

lot d'oeufs pendant le stade larvaire. Outre les protéines, les mouches adultes ont besoin d'une source d'hydrates de carbone et d'eau. En laboratoire, la graisse corporelle des pupes est épuisée dans les trois jours qui suivent l'émergence et les mouches survivent deux à cinq jours seulement sans hydrates de carbone, même lorsqu'on leur offre des excréments, de la viande fraîche, des sécrétions de blessures ou des charognes. Le miel est souvent utilisé comme source d'hydrates de carbone pour les mouches d'élevage. Dans les conditions naturelles, le nectar des plantes en fleur est l'une des principales sources d'hydrates de carbone et la mouche visite de nombreuses espèces de plantes pendant la saison. Les arbustes et arbres en fleur sont aussi utilisés pour la nutrition, l'accouplement et le repos. Les mâles s'installent dans des "stations d'attente" d'où ils s'élancent sur tout objet volant ayant à peu près la même taille qu'une femelle de Cochliomya hominivorax, y compris de petits cailloux lancés en l'air. L'étude des sites de repos nocturne a montré que 90 pour cent des mouches passent la nuit sur de petites branches sans feuilles, à 1,2-1,5 mètre au-dessus du sol, dans des arbres à feuillage bas, en particulier le long des rivières où il y a davantage d'humidité. Les mouches adultes vivent en moyenne deux à trois semaines dans la nature, jusqu'à deux mois en laboratoire.

On peut qualifier la lucilie bouchère d'espèce opportuniste. Sa longévité, son caractère autogène, sa capacité à déposer de nombreux paquets d'oeufs, ainsi que sa grande capacité de dispersion, lui permettent de profiter par intermittence des milieux favorables. Cette capacité est bien démontrée par les avancées estivales régulières qu'elle effectuait chaque année dans le centre des Etats-Unis à partir des sites d'hivernation du Texas, du Mexique et de la Floride, avant le lancement des programmes d'éradication.

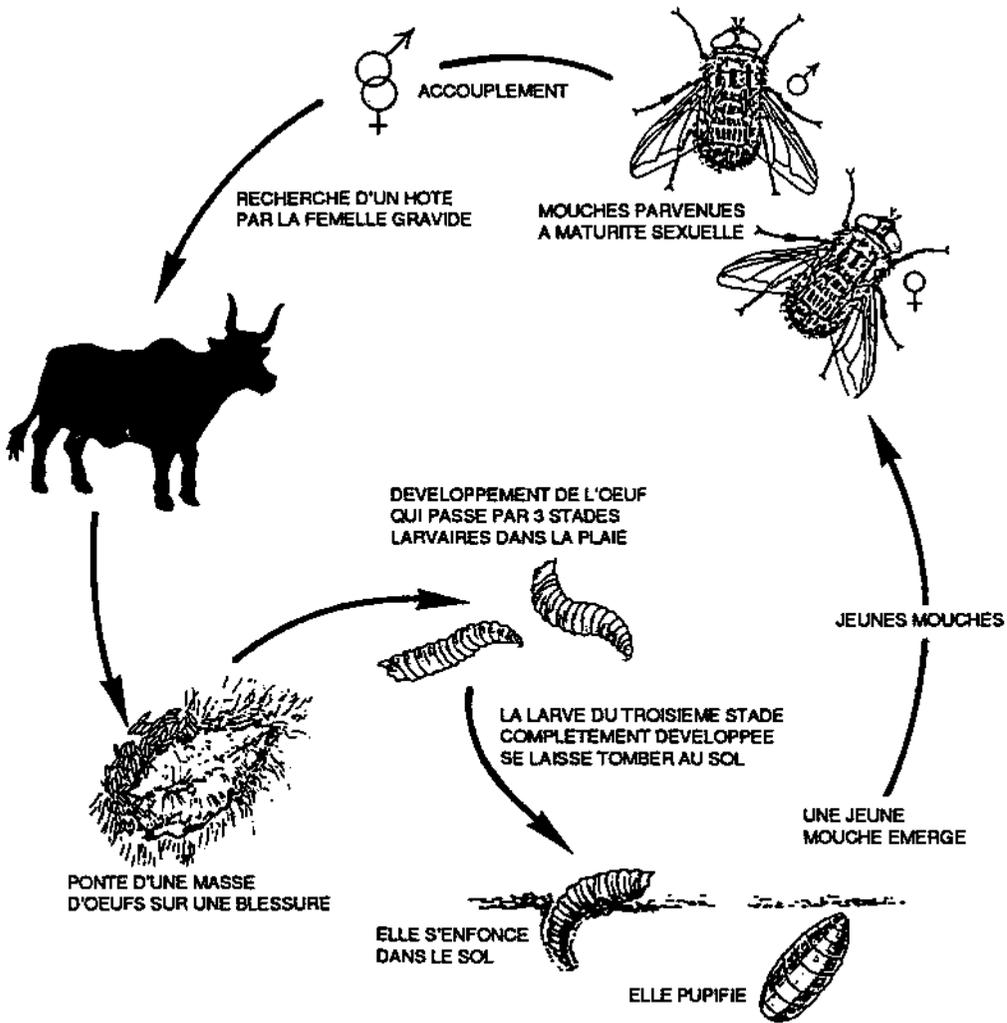


Fig. 1 Cycle biologique de la lucilie bouchère.

1.3 TECHNIQUES D'ELEVAGE EN LABORATOIRE

a) Incubation des oeufs

- On place une masse d'oeufs provenant d'un animal sentinelle sur de la viande dans une boîte de pétri revêtue de papier filtre humide et on laisse en incubation, jusqu'à l'éclosion des larves, pendant 8 à 12 heures.
- Assurer une bonne circulation d'air et maintenir la température à environ 39°C et l'humidité relative à quelque 70 pour cent.

b) Incubation initiale des larves

- Préparer l'aliment suivant: 30 g de sang séché; 15 g de lait en poudre; 15 g d'oeufs de poule en poudre; 1,75 ml de formol; 500 g de viande hachée; 1 l d'eau, en ajoutant la viande en dernier. Placer 0,5 l de ce milieu sur un plateau métallique.
- Ajouter les larves qui viennent d'éclore, (voir a) ci-dessus) et maintenir à 39°C et à 70 pour cent d'humidité relative pendant 24 heures.

c) Deuxième incubation des larves

- Préparer l'aliment suivant: 70 g de sang séché; 30 g de lait en poudre; 30 g d'oeufs de poule en poudre; 1,5 ml de formol; 1 kg de viande hachée; 1 l d'eau, en ajoutant la viande en dernier. Placer sur un plateau métallique.
- Placer les larves de l'étape b) et maintenir à 37,8°C et à 70 pour cent d'humidité relative pendant 24 heures.

d) Développement final des larves

- Une fois que les larves se sont développées (stades b) et c)) pendant 48 heures, ajuster la culture c) à 35°C et à 70 pour cent d'humidité relative et mettre à incuber jusqu'à ce que les larves quittent le milieu en rampant.
- On peut enlever le milieu appauvri pour réduire le volume.

e) Pupaison

- Laisser les larves quitter le milieu d) en tombant dans la sciure et les y laisser pendant 24 heures à 26,7°C et à 50 pour cent d'humidité relative. Séparer les pupes et les laisser à l'air sur un plateau pendant environ 5 jours et demi à 25,6°C et à 50 pour cent d'humidité relative.

f) Entretien des adultes

- Placer les pupes de l'étape e) ci-dessus dans des cages expérimentales.
- Pour les nourrir, ajouter une tasse contenant 1 volume de miel et 3 volumes d'eau, dans laquelle on a placé une mèche de coton pour faciliter la succion.
- Maintenir à 25,6°C et à 50 pour cent d'humidité relative.
- Sept à neuf jours après la première éclosion, ajouter un milieu de stimulation de la ponte composé d'une

boulette tiède de viande hachée imprégnée de résidu du milieu utilisé pour les larves. On peut chauffer la boulette dans l'eau chaude et la placer dans une coupelle plastique.

- Les oeufs prélevés peuvent être recyclés des étapes a) à f) ci-dessus.

Lorsqu'on élève et qu'on manipule des lucilies bouchères vivantes fécondes, il faut prendre grand soin de ne pas laisser échapper de spécimens dans la nature ni causer de nouvelles infestations.

CHAPITRE 2

IDENTIFICATION

2.1 L'ADULTE

Les mouches adultes ont un corps en trois principales parties: la tête, le thorax et l'abdomen. En général, la tête porte la plus grande partie des organes sensoriels, le thorax porte l'appareil locomoteur, les ailes et les pattes, et l'abdomen contient les appareils digestif et reproducteur.

L'adulte volant librement n'est pas immédiatement reconnaissable pour l'observateur et la détection et l'identification de l'insecte sont généralement effectuées sur les stades larvaires, plus faciles à trouver sur des animaux infestés. En général, on distingue les mouches adultes du genre Cochliomyia hominivorax à leur couleur vert-bleu profond et à leurs trois bandes thoraciques sombres visibles sur la face dorsale (Fig. 2). On distingue les mâles et les femelles à leurs yeux: chez les mâles, ils se touchent presque sur la ligne médiane, la bande frontale est étroite, tandis que ceux des femelles sont très écartés (Fig. 3).

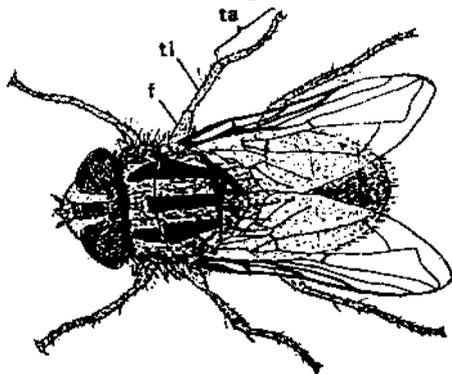


Fig. 2 C. hominivorax adulte. Illustration des trois bandes longitudinales sombres du thorax (f. fémur; ta, tarse; ti, tibia).

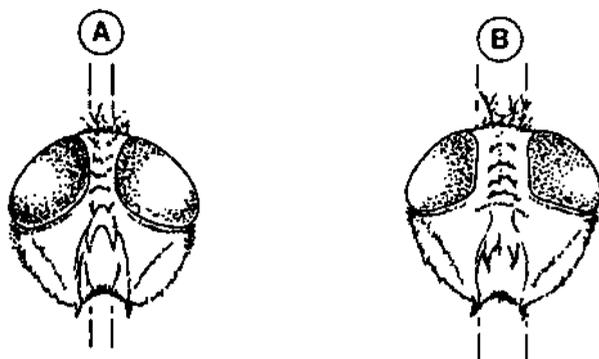


Fig. 3 C. hominivorax - tête d'adulte montrant l'étroitesse de la bande frontale du mâle et la largeur de celle de la femelle.

2.2 L'OEUF

La découverte d'oeufs dans une blessure exclut immédiatement les membres de la famille des Sarcophagidae, qui ne déposent jamais d'oeufs, mais directement des larves. Les oeufs de la plupart des autres espèces éclosent quelques heures après la ponte et il est improbable d'en découvrir, sauf sur un animal sentinelle blessé délibérément, placé sur le terrain en vue de l'étude des femelles prêtes à pondre. Dans toute la mesure du possible, les oeufs doivent être élevés jusqu'au troisième stade larvaire au moins pour une diagnose de confirmation.

L'oeuf comprend une enveloppe externe dure, le chorion, qui renferme un embryon qui se développe en larve complètement formée du premier stade avant d'éclore. L'orientation de l'oeuf est donnée par sa position avant la ponte. Ainsi, le pôle antérieur de l'oeuf pointe vers la tête de la femelle et est le dernier à sortir pendant la ponte. De même, la face dorsale est orientée vers le haut dans l'abdomen de la mère et reste donc orientée de cette façon lorsque l'oeuf sort par l'ovipositeur orienté vers l'arrière.

Au pôle antérieur du chorion se trouve le micropyle, étroite ouverture par laquelle le sperme pénètre dans l'oeuf pour le féconder. Pour assurer la respiration de l'embryon, il y a de petits trous dans le chorion nommé aéropyles, qui permettent l'échange de gaz. Ils peuvent être disséminés sur le chorion ou concentrés dans une zone appelée le plastron. La fente d'éclosion, ou suture dorsale, est une ligne le long de laquelle l'oeuf se brise au moment de l'éclosion. Chez les calliphoridés, cette ligne s'étend dorsalement sur la totalité ou la quasi-totalité de la longueur de l'oeuf. La surface située entre les fentes d'éclosion sert de plastron.

L'oeuf de C. hominivorax (Fig. 4) mesure approximativement 1,04 mm de long et 0,22 mm de large. Il est brillant, d'un blanc légèrement crémeux. Il n'est pas sensiblement courbé mais cylindrique et également arrondi aux deux extrémités, quoique un peu aplati autour du micropyle. La suture dorsale s'étend du micropyle presque jusqu'à l'extrémité postérieure. Elle est pratiquement parallèle sur les côtés mais diverge aux deux extrémités, en particulier à l'extrémité antérieure où elle se divise pour entourer presque complètement le micropyle. A fort grossissement, le chorion de C. hominivorax a un aspect réticulaire. Les oeufs sont déposés en une masse caractéristique, tous orientés dans la même direction (Fig. 5)

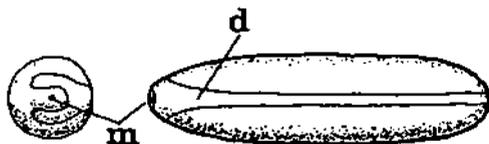


Fig. 4 C. hominivorax; face dorsale et pôle antérieur de l'oeuf (m. micropyle; d. suture dorsale).

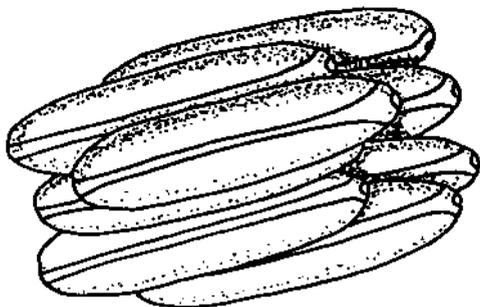


Fig. 5 Orientation typique des oeufs dans une masse d'oeufs de C. hominivorax.

On peut distinguer les oeufs de Cochliomyia macellaria de ceux de Cochliomyia hominivorax par leur suture dorsale plus étroite et ne s'étendant que sur la moitié de la circonférence du micropyle.

2.3 LA LARVE

Le stade larvaire est celui que l'on rencontre le plus souvent dans les cas de myiase parce que le stade de l'oeuf est de brève durée, ne porte pas préjudice à l'hôte et passe généralement inaperçu. Il y a trois stades larvaires et en général, il est très difficile d'identifier l'espèce pendant les deux premiers, sauf si on compare les larves avec d'autres larves matures ou si on attend qu'elles deviennent adultes. On trouvera ci-après une description de chaque stade de C. hominivorax, des notes sur leurs traits distinctifs, ainsi que des clés d'identification fondées sur la morphologie des larves du troisième stade et des adultes.

Les larves de calliphoridés se caractérisent essentiellement par le fait qu'elles ont un corps mou sans séparation nette entre le thorax et l'abdomen. La capsule de la tête est difficile à distinguer, mise à part la présence de petites antennes, de palpes et de pièces buccales. Les

pièces buccales se composent d'une paire de crochets buccaux et des sclérites correspondants, pour l'insertion des muscles, qui constituent ensemble le squelette céphalopharyngé (Fig. 7).

Le corps de la larve se compose de 12 segments: un petit segment céphalique, incomplètement séparé d'un segment prothoracique, suivi d'un segment mésothoracique, d'un segment métathoracique et de huit segments abdominaux. Le segment céphalique est divisé par un sillon ventral en lobes céphaliques gauche et droit, la bouche s'ouvrant à la base du sillon. La tête porte deux paires d'organes sensoriels en forme d'ergot. Ces organes dorsaux et ventraux sont souvent qualifiés respectivement d'antennes et de palpes maxillaires. La larve ne porte pas de véritables appendices segmentaires et est donc techniquement apode (sans pattes).

La respiration s'effectue par des stigmates qui sont de simples ouvertures reliant l'air ambiant au réseau interne des trachées. Il y a une paire de stigmates antérieurs sur le segment prothoracique et une paire de stigmates postérieurs ou caudaux sur le douzième segment. Ces deux paires de stigmates fournissent des caractères taxinomiques précieux. Les stigmates antérieurs forment une protubérance et se divisent en une série disposée en éventail de lobes digitiformes, chacun se terminant par une petite ouverture (Fig. 10). Les stigmates antérieurs de la larve du premier stade ne sont pas visibles.

Les stigmates postérieurs comprennent généralement une paire de plaques sclérifiées reposant à plat sur la cuticule du dernier segment abdominal (Fig. 12 et 14). Les côtés de cette cavité peuvent se fermer pour isoler hermétiquement les stigmates et empêcher leur contamination lorsque la larve est immergée dans un milieu nocif. Le bord extérieur de la plaque stigmatique, et plus fortement sclérifié que le reste de la plaque, est

connu sous le nom de pérित्रème. Il peut former un cercle complet ou incomplet. Sur la partie de la plaque voisine de la ligne médiane des deuxième et troisième stades, il y a une structure appelée bouton, qui n'est pas toujours bien visible. Il s'agit de la cicatrice laissée sur le stigmate du stade précédent après la mue. Il y a des fentes pour l'échange gazeux à la surface des plaques stigmatiques, que l'on voit le plus clairement aux deuxième et troisième stades, ces plaques ayant respectivement deux ou trois fentes chacune. Les larves du premier stade présentent deux petites fentes ovales dont les bords inférieurs et internes sont rapprochés, qui semblent d'un seul tenant et forment un "v".

Le segment postérieur porte l'anus, entouré par la plaque anale, dont la cuticule est plus mince que sur le reste du corps.

2.3.1 Larve du premier stade

La larve du premier stade de C. hominivorax a une forme typique d'asticot (Fig. 6). A l'éclosion, elle mesure en moyenne 1,2 mm de long et 0,23 mm de large, et lorsqu'elle est complètement développée, elle mesure environ 3,6 mm sur 0,57 mm. Il faut savoir que la taille des larves dépend dans une large mesure de la quantité et de la qualité de la nourriture disponible.



Fig. 6 C. hominivorax - Face dorsale d'une larve du premier stade.

A l'avant, les segments portent des spinules d'environ 20μ de long, disposées comme suit:

- Seg. 2-9 - complètement encerclés par un anneau de spinules;
- Seg. 10 - bande brièvement interrompue sur le dorsum;
- Seg. 11 - spinules complètement absentes sur le dorsum; réduites sur les côtés;
- Seg. 12 - Spinules sur les faces ventrales/ventrolatérales seulement.

Sur les faces ventrales des segments 6 à 12, les bandes antérieures de spinules sont plus larges et transversalement divisées par une zone étroite dépourvue de spinules.

Les bords postérieurs des segments sont dépourvus de spinules, à l'exception de deux ou trois rangées de petites spinules sur les faces ventrales des segments 5 à 12. Sur le côté de chacun des segments 5 à 10, il y a une petite protubérance portant des spinules, connue sous le nom de zone latérale fusiforme.

Les stigmates postérieurs sont situés près de l'extrémité supérieure de la face postérieure du douzième segment, dans une cavité peu profonde. Chaque stigmate porte deux petites ouvertures ovales, très rapprochées. Le périrème n'est pas apparent. La protubérance anale de ce dernier segment présente deux excroissances coniques, les tubercules anaux. On trouve un groupe de spinules à l'avant et à l'arrière de la protubérance anale et entre la protubérance anale et la cavité postérieure. Les tubercules qui entourent la cavité sont mal définis. Pour le squelette céphalopharyngé, voir Figure 7. Remarquer les petits crochets buccaux qui disparaissent aux stades ultérieurs.

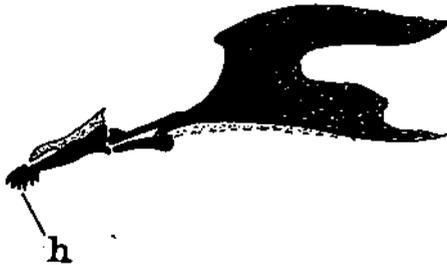


Fig. 7 C. hominivorax - Squelette céphalopharyngé, larve du premier stade (h. crochets buccaux)

2.3.2 Larve du deuxième stade

La larve du deuxième stade passe d'environ 3,5 mm de long et 0,6 mm de large au moment de la mue à quelque 6,3-7,4 mm de long et 1,5 mm de large lorsqu'elle est complètement développée (Fig. 8). Le corps est fortement armé de spinules sombres d'environ 55 μ de long qui ont en général une ou deux, mais parfois trois pointes. La disposition des bandes antérieures de spinules se présente comme suit:

- Seg. 2-9 - complètement encerclés par un anneau de spinules;
- Seg. 10 - bande en général brièvement interrompue sur le dorsum;
- Seg. 11 - bande absente sur le dorsum; réduite sur les côtés;
- Seg. 12 - spinules sur les faces ventrale/ventrolatérale seulement.

Les zones latérales fusiformes des segments 5 à 10 sont analogues à celles de la larve du premier stade. Le bord postérieur du segment 11 est encerclé par une étroite bande de spinules plus petites, orientées vers l'avant. Le bord postérieur du

segment 10 porte des rangées irrégulières ventrales et latérales de spinules et quelques spinules éparses s'étendant sur la face dorsale, mais n'encerclant pas le segment. Sur les côtés postérieurs des segments 8 et 9, il y a quelques spinules éparses, mais sur les segments 6 et 7, elles sont limitées à la face ventrale. Les spinules de ces bords postérieurs sont beaucoup plus petites que celles du bord antérieur et des zones latérales fusiformes.



Fig. 8 C. hominivorax - Larve du deuxième stade; face dorsale.

Les stigmates antérieurs sont bien visibles, chacun ayant 7 à 9 branches. Chaque stigmate postérieur possède un pérित्रème défini, incomplet, moins pigmenté sur la face dorsale, qui porte deux fentes. Les principaux troncs trachéens qui aboutissent à ces fentes ont une pigmentation sombre sur environ la moitié de leur longueur sur le dernier segment. Cette pigmentation est un important caractère permettant d'identifier les larves du deuxième stade.

La partie postérieure de la larve du deuxième stade se présente comme celle du troisième stade (Fig. 12), mais les protubérances sont moins bien définies. Le squelette céphalopharyngé se présente comme à la Figure 9.

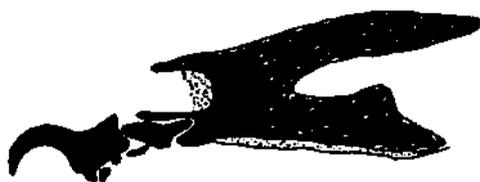


Fig. 9 C. hominivorax - Squelette céphalopharyngé, larve du deuxième stade.

2.3.3 Larve du troisième stade

La larve du troisième stade est un robuste asticot mesurant 6,4 à 17 mm de long et 1,6 à 3,5 mm de large. Les larves du troisième stade parvenues à maturité complète mesurent en moyenne 15 à 16 mm de longueur (Fig. 10). Lorsqu'elles viennent de muer, elles ont une couleur blanc crème, mais elles prennent une teinte rougeâtre lorsqu'elles sont matures.

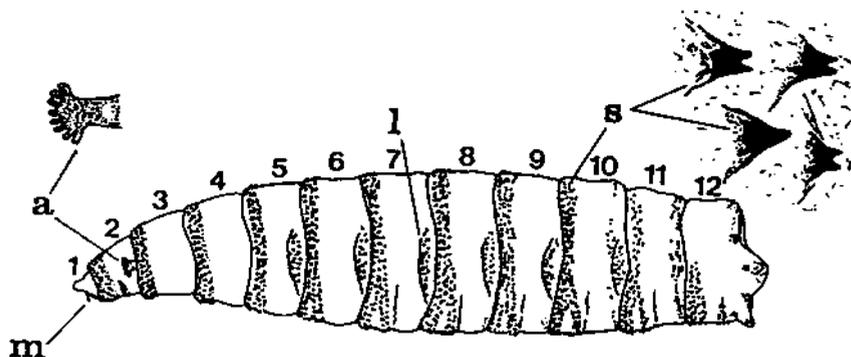


Fig. 10 C. hominivorax - Larve du troisième stade, face dorsale. (a. stigmates antérieurs; m. crochet buccal; l. zone latérale fusiforme; s. spinules)

Les spinules, très saillantes, mesurent environ 130 de longueur, et sont disposées comme suit sur les bords antérieurs des segments:

- Seg. 2-9 - anneau complet de spinules, plus large sur les segments antérieurs;
- Seg. 10 - bande plus étroite et généralement interrompue sur la face dorsale;
- Seg. 11 - bande interrompue sur la face dorsale et réduite latéralement;
- Seg. 12 - spinules uniquement sur les faces ventrale/ventrolatérale.

Les zones latérales fusiformes sont identiques à celles de la larve du premier stade.

Les bords postérieurs du segment 11 portent une bande de 2 ou 3 rangées de petites spinules recourbées vers l'avant. Sur le segment 10, ces spinules peuvent être absentes latéralement et dorsolatéralement, mais sont toujours présentes ventralement et ventrolatéralement. Sur les segments 7 à 9, les spinules du bord postérieur sont limitées à 1 ou 2 rangs sur les faces ventrales.

Les stigmates antérieurs ont 6 à 11 branches chacun, mais le plus souvent 7 à 9. Les branches sont assez longues et bien séparées (Fig. 10).



Fig. 11 C. hominivorax - Larve du troisième stade; squelette céphalopharyngé.

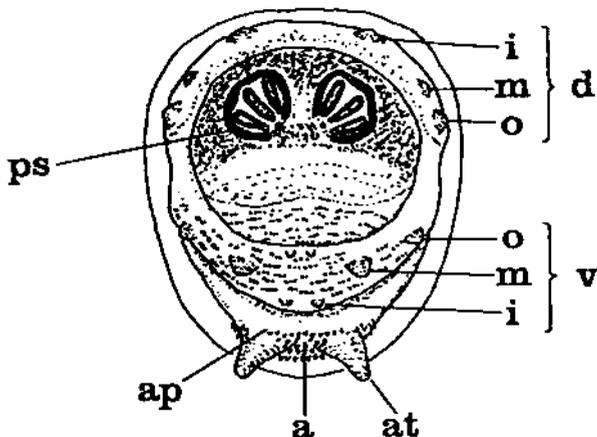


Fig. 12 C. hominivorax - Zone postérieure du douzième segment, larve du troisième stade. (a, anus; ap, protubérance anale; at, tubercules anaux; d, tubercules dorsaux interne, médian, externe; i, tubercule interne; m, tubercule médian; o, tubercule externe; ps, stigmaté postérieur; v, tubercules ventraux interne, médian, externe).

Les stigmates postérieurs ont un péricrète incomplet à pigmentation sombre, qui porte trois fentes ovales, rectilignes, orientées vers l'ouverture du péricrète (Fig. 12). Les deux principaux troncs trachéens ont une pigmentation sombre, allant vers l'avant, des stigmates jusqu'au dixième ou neuvième segments (Fig. 13). Cette caractéristique est typique de C. hominivorax. La Figure 12 représente la partie postérieure du segment terminal, et la Figure 11 le squelette céphalopharyngé.

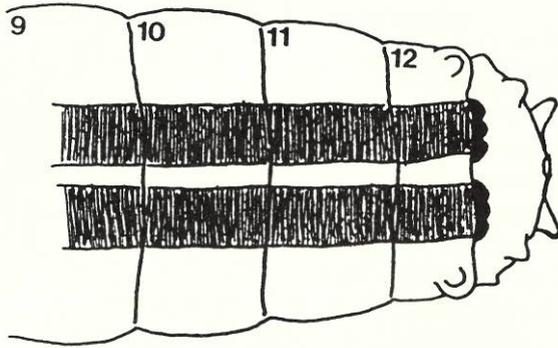


Fig. 13 C. hominivorax - Larve du troisième stade; représentation des troncs trachéens à pigmentation sombre qui apparaissent par transparence sur la face dorsale postérieure. Il peut être nécessaire de disséquer les larves conservées pour dégager les tissus gras opaques.

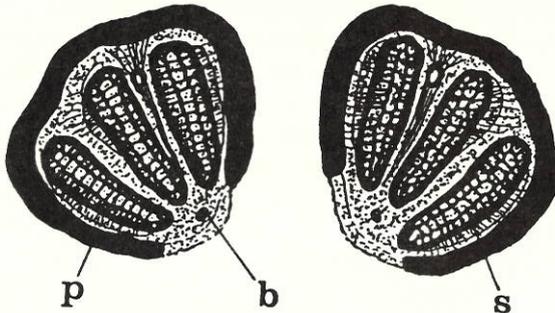


Fig. 14 C. hominivorax - Larve du troisième stade, stigmates postérieurs. (b, bouton; p, péritrème incomplet ou ouvert; s, fente stigmatique).

2.4 LA PUPE

Le puparium de C. hominivorax a une forme cylindrique, arrondie aux deux extrémités, et mesure environ 10,2 mm de long et 4,3 mm de large. Les bandes de spinules de grandes dimensions de la larve du troisième stade sont bien visibles (Fig. 15). Il a une couleur brun sombre.

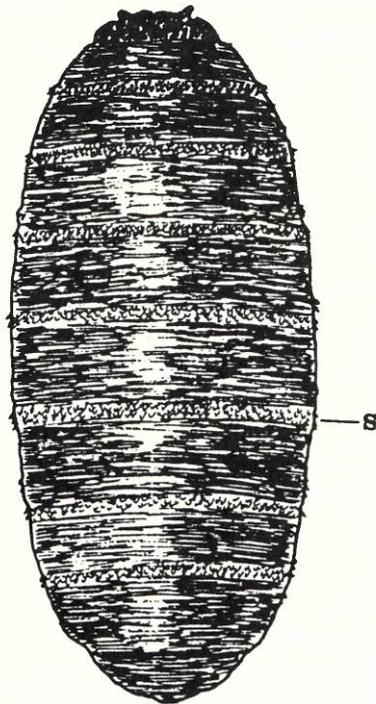


Fig. 15 C. hominivorax, puparium. (s, bande de spinules sclérifiées de la larve du troisième stade).

2.5 CLES D'IDENTIFICATION

Cette section consacrée à l'identification doit essentiellement permettre de confirmer qu'un cas de myiase de blessure est ou non imputable à C. hominivorax. L'identification des genres autres que C. hominivorax n'est pas soulignée et les clés relatives aux larves du troisième stade et aux adultes sont principalement axées sur ce genre.

2.5.1 Clé d'identification des larves du troisième stade

1. Larve avec protubérances bien visibles sur les faces dorsale et latérale du corps (Fig.16).....
.....Chrysomya albiceps/rufifacies
- Larve lisse ou portant de courtes spinules, mais sans protubérances (Fig. 10).....2
2. Stigmates postérieurs portant un anneau péritrémal bien fermé, parfois plus faiblement vers le bouton (Fig. 17).....3
- Stigmates postérieurs avec anneau péritrémal ouvert (Fig. 14).....5
3. Fentes des stigmates postérieurs se touchant ou très rapprochées et très sinueuses (Fig. 18)....
.....Musca domestica
- Fentes de stigmates postérieurs rectilignes et plus ou moins parallèles (Fig.17).....4
4. Présence d'un sclérite buccal accessoire pigmenté (Fig. 19)Calliphora spp.
- Absence d'un sclérite buccal accessoire pigmenté
.....Lucilia spp.
5. Stigmates postérieurs enfoncés dans une cavité profonde qui peut se refermer complètement sur eux (Fig.20).....
.....Sarcophaga ou Wohlfartia spp.

- Les stigmates postérieurs ne se trouvent pas dans une cavité (Fig. 12)6
- 6. Troncs trachéens partant des stigmates postérieurs, avec pigmentation sombre très marquée et s'étendant vers l'avant jusqu'au dixième ou au neuvième segments (Fig. 13: il peut être nécessaire de disséquer les spécimens conservés)
.....Chochliomyia hominivorax
- Troncs trachéens exempts de pigmentation sombre7
- 7. Bord postérieur du segment 11 sans spinules dorsalesChochliomyia macellaria
- Bord postérieur du segment 11 avec spinules dorsales8
- 8. Bouton (Fig. 14) des stigmates postérieurs indistinct (Ancien et Nouveau Monde, zones tropicales et subtropicales).....
.....Chrysomya
- Bouton (Fig. 14) des stigmates postérieurs distinct (holartique, approximativement au nord du tropique du Cancer).....
.....Phormia ou Protophormia

On trouvera à la Figure 21 une récapitulation de ces clés sous forme de diagramme.

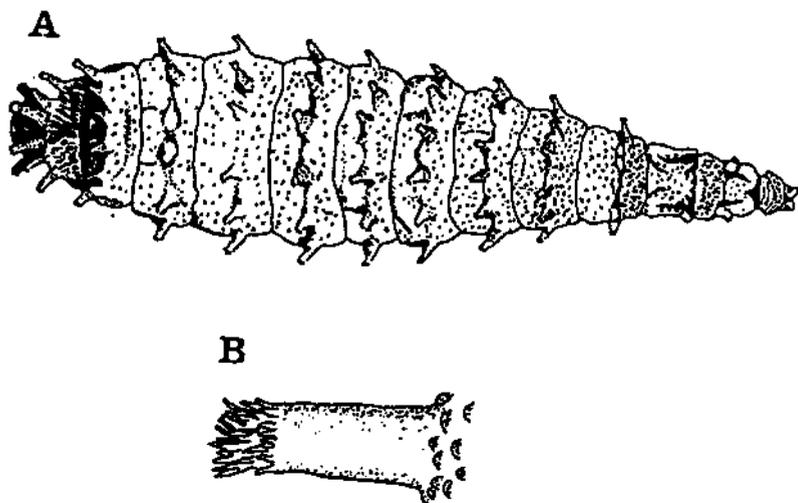


Fig. 16 Larve du troisième stade de Chrysomya albiceps. A. face dorsale. B. détail des protubérances.



Fig. 17 Stigmate postérieur d'une larve du troisième stade de Lucilia sericata, mettant en évidence le pérित्रème complet ou fermé et les fentes rectilignes.



Fig. 18 Stigmate postérieur d'une larve du troisième stade de Musca domestica, avec péritrème complet et fentes sinueuses.

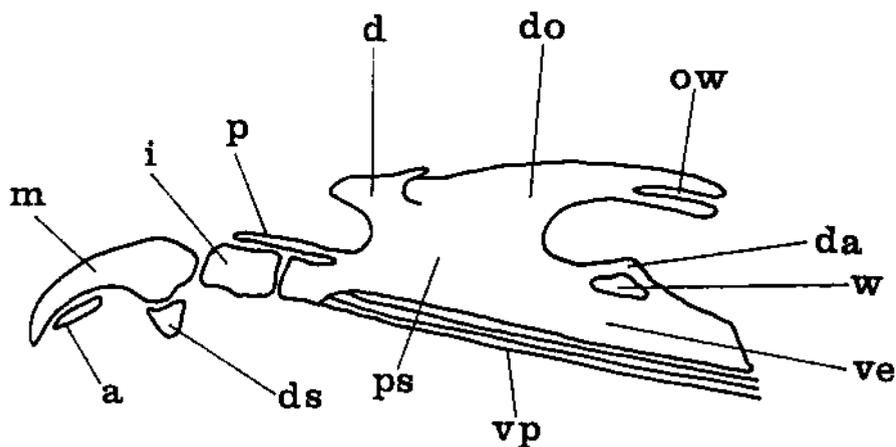


Fig. 19 Vue latérale d'un squelette céphalopharyngé type de diptère. (a, sclérite buccal accessoire; d, pont dorsal; da, apodème dorsal; do, corne dorsale; ds, sclérite dental; i, sclérite intermédiaire; m, crochet buccal; ow, fenêtre ouverte; p, barre parastomale; ps, sclérite pharyngé; ve, corne ventrale; vp, arêtes pharyngées ventrales; w, fenêtre fermée).

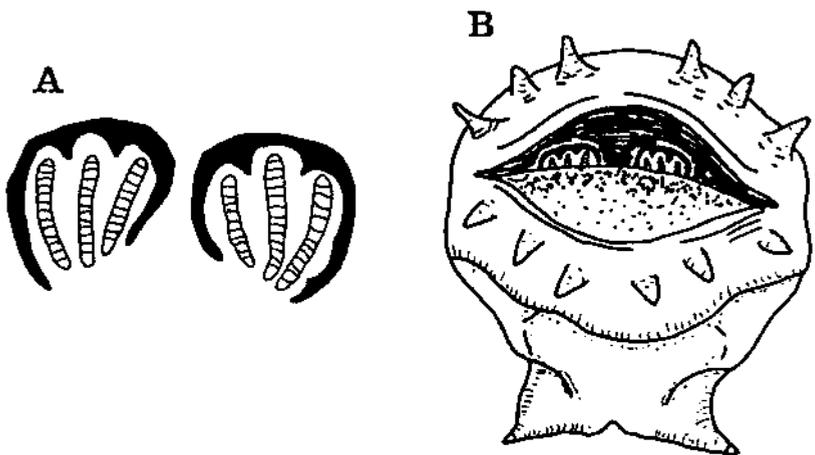


Fig. 20 Larve du troisième stade de Sarcophaga haemorrhoidalis. A. stigmates postérieurs avec péritrème incomplet. B. vue postérieure du segment terminal montrant les stigmates postérieurs à peine visibles au fonds d'une cavité profonde.

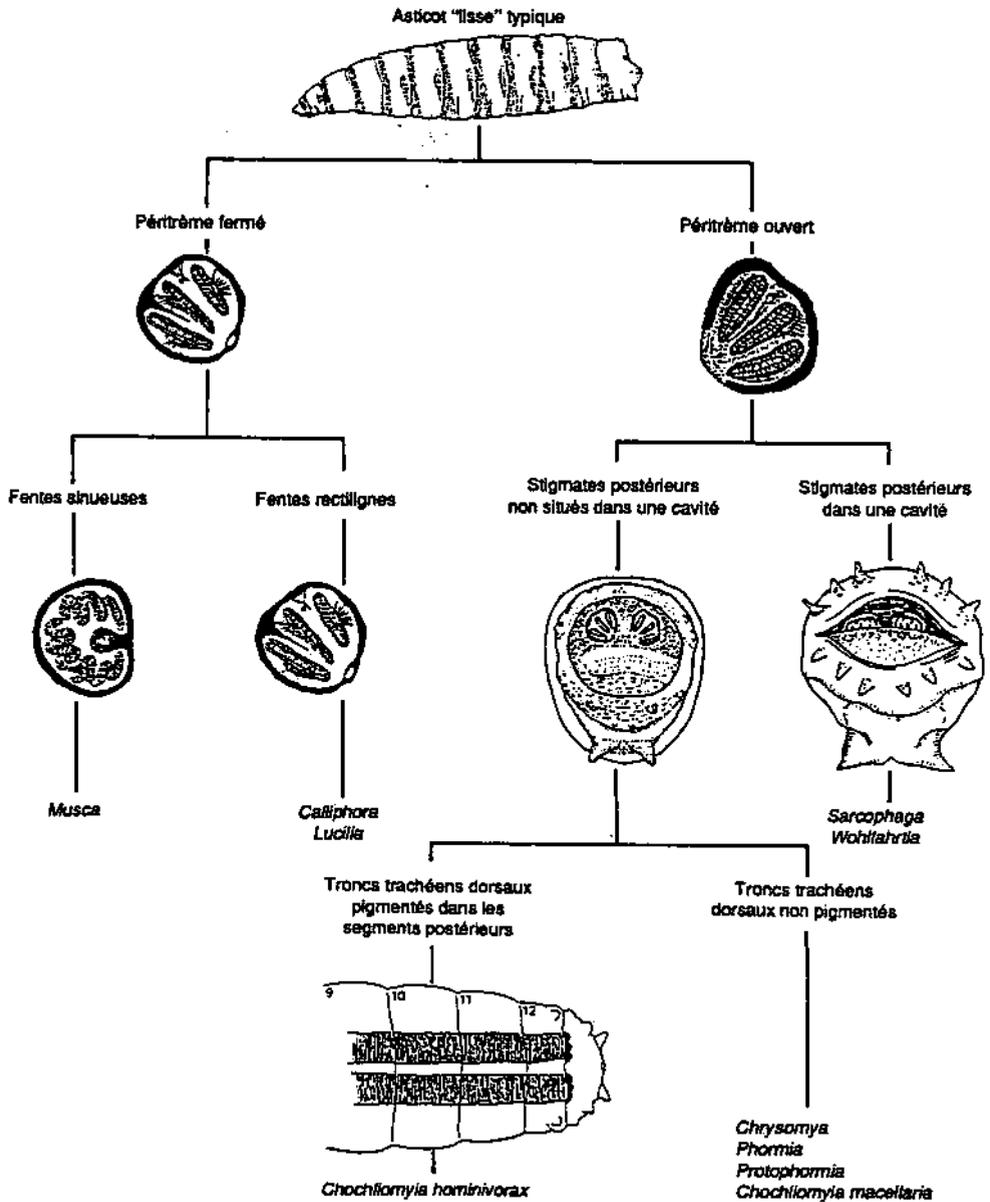


Fig. 21 Diagramme donnant les clés d'identification des larves du troisième stade trouvées dans des myiases de blessures traumatiques.

2.5.2 Clés d'identification des adultes

1. Hypopleure (Fig. 22) glabre ou pourvu seulement de soies souples; thorax gris portant quatre bandes noires longitudinales; abdomen brun clair avec une bande longitudinale sombre, plus marquée chez les mâles; petite espèce, 6 à 7 mmMusca domestica
- Hypopleure (Fig. 22) portant une rangée de soies distinctes; autres caractères légèrement différents de ceux décrits plus haut.....2
2. Mouches grises ayant trois bandes longitudinales noires sur le thorax et des dessins sur l'abdomen (Fig. 23).....3
- Mouches bleues, bleu foncé ou vert métallique4
3. Abdomen tacheté de noir (Fig. 23B); arista des antennes glabre ou portant des soies très courtes, de longueur inférieure ou égale à la plus grande largeur de l'arista; (Fig. 24C)Wohlfahrtia spp.
- Abdomen à damier (Fig. 23A); arista des antennes portant de longues soies au-dessus et au-dessous, deux à trois fois plus longues que la plus grande largeur de l'arista (Fig. 24B)Sarcophaga spp.
4. Naissance de la nervure basale (Fig. 25) portant une rangée de poils comme des soies sur le dessus5
- Naissance de la nervure basale (Fig. 25) dépourvue de soies en haut.....9
5. Cuillerons thoraciques ou lobules alaires (Fig. 25) entièrement couverts de fines soies en haut..... Chrysomya spp.

- Cuillerons thoraciques (Fig. 25) glabres sur le dessus, sauf près de leur base.....6
- 6. Trois bandes longitudinales noires bien nettes sur le thorax.....7
- Pas de bandes sur le thorax8
- 7. Plaques fronto-orbitales de la tête (Fig. 26) portant des poils noirs; soies postgénéales (Fig. 26) jaune d'or; cinquième tergite dépourvu de taches cendrées latérales; basicosta de la femelle brun foncé; corps normalement noir-bleu sombre avec reflets partiels verts ou pourpres, 8 à 10mmCochliomyia hominivorax
- Plaques fronto-orbitales de la tête (Fig. 26) portant des poils clairs; soies postgénéales (Fig. 26) jaune clair, et non jaune d'or; cinquième tergite orné d'une paire de taches latérales distinctes argentées-cendrées; basicosta de la femelle jaune; corps normalement vert métallique sombre; 6-9 mm.....Cochliomyia macellaria
- 8. Stigmate antérieur (prothoracique) (Fig. 22) portant des poils orangé vifPhormia
- Stigmate antérieur (Fig. 22) portant des poils sombres.....Protophormia
- 9. Entièrement vert métallique intense ou vert-bleu cuivré.....Lucilia spp.
- Bleu métallique intense à bleu sombre.....Calliphora spp.

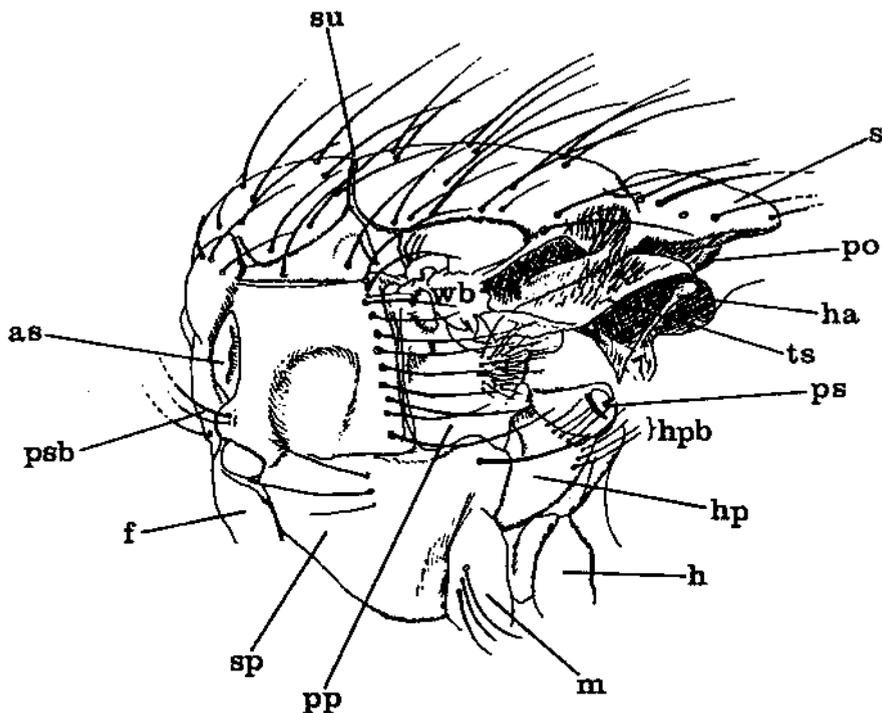


Fig. 22 Caractères taxonomiques du thorax de la mouche adulte (Calliphora), vue latérale (as, stigmate antérieur ou prostigma; f, coxa antérieure; h, coxa postérieure; ha, haltère; hp, hipopleure; hpb, soies hipopleurales, remarquer le groupe de huit; m, coxa médiane; po, postscutellum; pp, ptéropleure; ps, stigmate postérieur ou poststigma; psb, soie prostigmatique; s, scutellum; sp, sternopleure; su, suture transverse; ts, cuilleron thoracique; wb, base alaire.

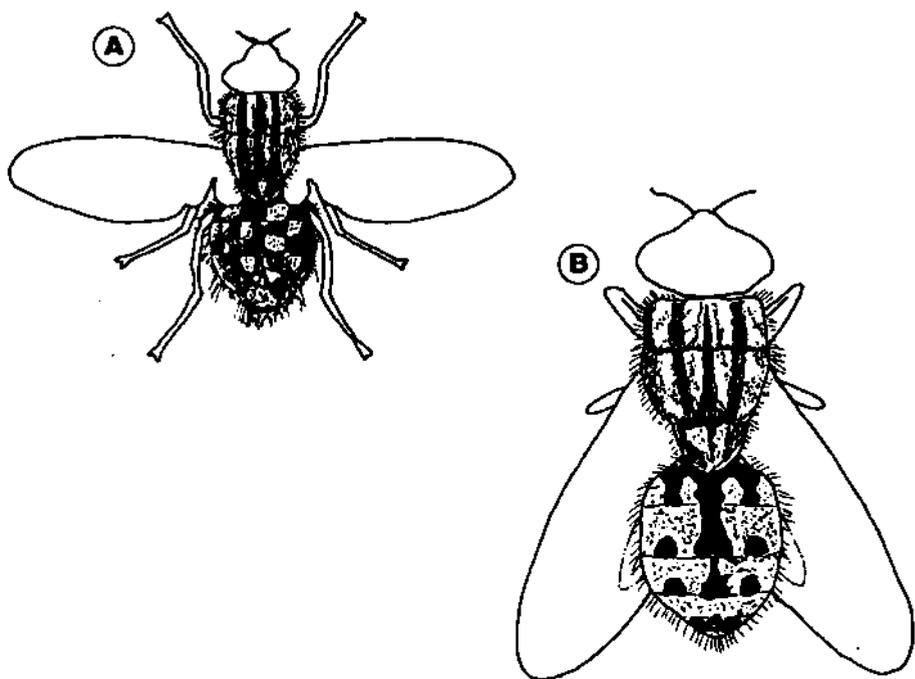


Fig. 23 Croquis de Sarcophagidés avec détail des
dessins de l'abdomen et du thorax, A.
Sarcophaga carnaria et B. Wohlfahrtia
magnifica.

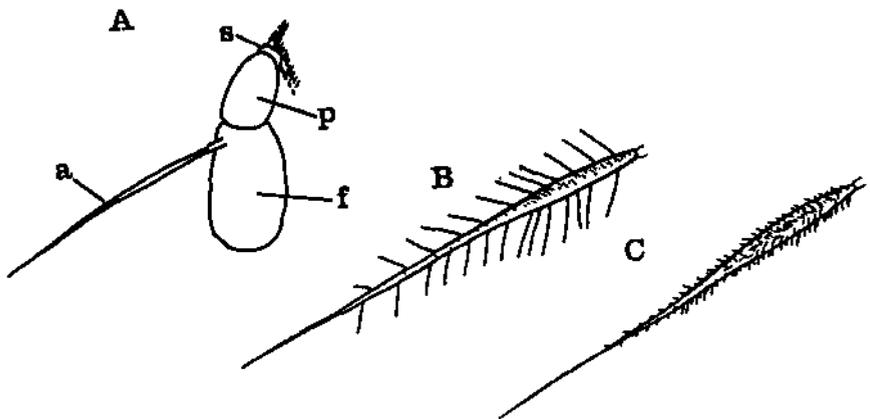


Fig. 24 A. Croquis de l'antenne d'une mouche sarcophagidée typique (a, arista; f, premier flagellomère; p, pédicelle; s, scape). B. Arista de Sarcophaga spp. C. Arista de Wohlfahrtia spp.

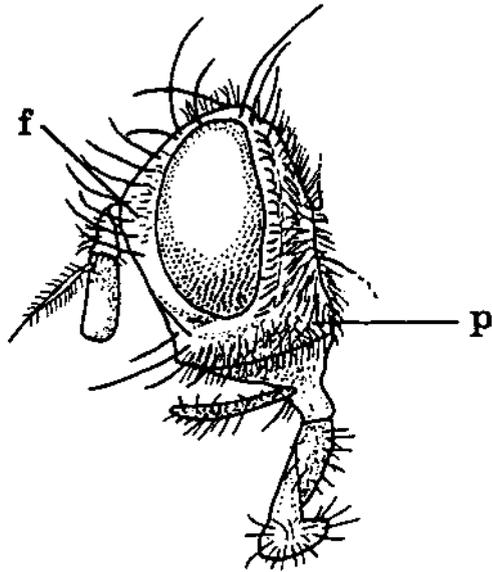


Fig. 26 Tête d'une mouche calliphoridée typique (f, plaque fronto-orbitale; p, postgène).

2.5.3 Récapitulation des caractères utilisés pour distinguer Cochliomyia des autres genres:

a) LUCILIA

- | | |
|------------------------|--|
| LARVE: <u>Lucilia</u> | - Anneau péritrémal fermé (Fig. 18) |
| <u>Cochliomyia</u> | - Anneau péritrémal ouvert (Fig. 14) |
| ADULTE: <u>Lucilia</u> | - Naissance de la nervure basale glabre sur le dessus (Fig. 25) |
| <u>Cochliomyia</u> | - Naissance de la nervure basale garnie de soies sur le dessus (Fig. 25) |

b) CALLIPHORA

- | | |
|---------------------------|---|
| LARVE: <u>Calliphora</u> | - Anneau péritrémal fermé (Fig. 18) |
| <u>Cochliomyia</u> | - Anneau péritrémal ouvert (Fig. 14) |
| ADULTE: <u>Calliphora</u> | - Naissance de la nervure glabre sur le dessus (Fig. 25) |
| <u>Cochliomyia</u> | - Naissance de la nervure garnie de soies sur le dessus (Fig. 25) |

c) CHRYSOMYA

- | | |
|--------------------------|---|
| LARVE: <u>Chrysomya</u> | - Troncs trachéens non pigmentés |
| <u>Chchliomyia</u> | - Troncs trachéens à pigmentation sombre (Fig. 13) |
| ADULTE: <u>Chrysomya</u> | - Cuillerons thoraciques des poils fins sur le dessus (Fig. 25) |
| <u>Cochliomyia</u> | - Cuillerons thoraciques glabres sur le dessus (Fig. 25) |

d) SARCOPHAGIDAE

- LARVE: Sarcophagidae - Stigmates postérieurs situés dans une cavité (Fig. 20)
- Cochliomyia - Stigmates postérieurs non situés dans une cavité (Fig. 12)
- ADULTE: Sarcophagidae - Mouches grises dont l'abdomen porte des dessins (Fig. 23)
- Cochliomyia - Bleu métallique sans dessins abdominaux.

2.6 TECHNIQUES DE LABORATOIRE POUR L'EXAMEN DES SPECIMENS

2.6.1 Généralités

On peut préparer le matériel à la conservation en utilisant les techniques décrites ci-après. Il faut manipuler avec précaution les produits chimiques indiqués, qui sont inflammables et présentent des dangers évidents à l'inhalation. Outre la préparation pour la conservation d'une partie du matériel prélevé sur une myiase, il faut, dans la mesure du possible, maintenir en vie des oeufs ou larves et les élever jusqu'au stade adulte en vue d'une diagnose de confirmation. On trouvera à la section 1.3 une description des techniques de laboratoire permettant d'élever des insectes aux différents stades de leur cycle biologique.

Les spécimens immatures prélevés dans des myiases doivent être élevés dans des récipients qui permettent l'échange des gaz avec l'extérieur, c'est-à-dire que le haut doit être recouvert de gaz ou de papier de soie, maintenu en place par des élastiques. Cela permet d'éviter l'asphyxie et empêche la croissance de moisissures. La principale cause de mortalité dans les récipients ouverts est la déshydratation et il faut prendre soin de

maintenir l'humidité des larves et de leurs aliments en versant de l'eau propre dans le récipient à l'aide d'une pipette. L'alcalinité créée par les excréments des larves en train de se nourrir s'oppose, dans une certaine mesure, au développement de la moisissure. Si la moisissure s'installe, on peut la combattre en utilisant, au lieu de l'eau pure, une solution de formol à 0,24 pour cent pour humidifier le milieu.

Les larves vont se développer correctement si elles sont nourries de viande hachée, mais on peut mélanger la viande avec d'autres ingrédients. L'idéal serait de mettre le milieu de croissance dans un petit récipient découvert placé à l'intérieur d'un récipient plus grand, couvert. Il faut verser du sable sec ou de la sciure sur le plancher du grand récipient. Lorsque les larves ont fini de se nourrir, elles quittent le petit récipient et pupifient dans le milieu qui recouvre le plancher du grand récipient.

Les pupes doivent être placées ensuite dans une cage à côtés grillagés permettant d'observer les adultes lorsqu'ils émergent. Un simple cadre de fil de fer couvert d'une manche de mousseline ou de moustiquaire est approprié. Avant de tuer les adultes, il faut les laisser déplier leurs ailes, durcir complètement leur cuticule et prendre leur couleur définitive.

Si on doit élever des adultes pour constituer une collection de référence d'oeufs et de larves, les adultes ne pourront survivre que s'ils disposent d'eau et d'hydrates de carbone. L'eau peut être fournie par un tampon d'ouate bien imprégné placé dans un petit récipient pour éviter les fuites. Du miel, ou une solution d'eau sucrée, fourniront les hydrates de carbone nécessaires. Une petite quantité de viande fraîche devrait être placée chaque jour dans la cage pour permettre la ponte et assurer l'apport protéique nécessaire aux femelles.

On ne saurait trop souligner l'importance de l'étiquetage. Un spécimen n'a guère de valeur scientifique s'il ne porte pas une étiquette indiquant le lieu et la date du prélèvement. Si des larves ont été prélevées dans une blessure, il faut alors donner des détails sur l'hôte, ainsi que sur l'emplacement et la nature de la blessure.

2.6.2 L'oeuf

Pour procéder à l'examen général des oeufs, il convient de les placer directement dans de l'éthanol à 80 pour cent, à la fois pour la fixation et pour la conservation. Lorsque les oeufs contiennent des larves bien formées et actives, il peut être nécessaire de fixer d'abord les oeufs dans du KAA ou de la solution de Kahle (ou de Pampel) pendant 24 heures, puis de les laver et de les conserver dans de l'éthanol à 80 pour cent. Le formol n'est pas recommandé en soi comme agent de conservation.

Les formules des deux solutions sont les suivantes:

KAA	Késosène	1 volume
	Ethanol (95 pour cent)	10 volumes
	Acide acétique cristallisable	2 volumes
Kahle	Formol (35 pour cent)	6 volumes
	Ethanol (95 pour cent)	15 volumes
	Acide acétique cristallisable	2 volumes
	Eau distillée	30 volumes

Lorsqu'on examine des oeufs frais, pour mieux mettre en évidence la structure des oeufs, verser directement sur les masses d'oeufs une goutte de safranine et attendre deux minutes.

2.6.3 La larve

Il est plus facile d'examiner les larves si elles sont complètement détendues, mais lorsqu'on place des larves vivantes directement dans de l'éthanol, elles meurent généralement contractées. Pour obtenir des spécimens relâchés, il y a deux méthodes simples. D'abord, on peut placer les larves vivantes dans du KAA ou de la solution de Kahle pendant 24 heures au maximum, après quoi on les rince et on les conserve dans de l'éthanol à 80 pour cent. Cette méthode améliore la conservation des structures internes. L'utilisation d'alcool acétique (3 volumes d'éthanol à 90 pour cent: 1 volume d'acide acétique cristallisable) permet aussi de venir à bout des problèmes de contraction que pose l'utilisation d'alcool seul et fixe les larves dans un état approprié pour la dissection. On peut aussi jeter les larves vivantes dans de l'eau chaude, juste au-dessous du point d'ébullition, puis les mettre dans de l'éthanol à 80 pour cent pour les conserver. Si l'eau bout, les larves ont tendance à se défaire.

Pour la préparation de matériel sur lames, ou de matériel conservé pour un examen détaillé des pièces buccales et des stigmates, il faut d'abord "nettoyer" les spécimens. A cet effet, on les fait macérer dans une solution aqueuse d'hydroxyde de potassium à 10 pour cent (KOH) à température ambiante pendant au moins 15 minutes. Les spécimens qui ont séjourné dans l'alcool pendant six mois ou plus peuvent avoir besoin d'un trempage plus long dans cette solution, jusqu'à 12 heures à température ambiante ou moins dans du KOH chaud. Il faut placer les petites larves entières dans la solution, après les avoir piquées pour permettre à celle-ci de pénétrer; quant aux grandes larves, on peut les disséquer d'abord, et on ne met alors à macérer que les parties à examiner. Au fur et à mesure que les muscles se relâchent, on peut les ôter progressivement à l'aide de petites pinces ou d'aiguilles acérées. Il faut prendre soin que les instruments de dissection et le KOH ne détruisent pas les sclérites.

Lorsque les muscles et la graisse ont été enlevés, les spécimens doivent être placés dans de l'acide acétique cristallisable pendant au moins 15 minutes, pour que tout résidu de KOH soit neutralisé. Après un bon rinçage à l'éthanol à 80 pour cent, ils sont prêts à être examinés, montés ou conservés.

Il y a de nombreuses méthodes de montage sur lame. L'une consiste à déshydrater les échantillons dans de l'alcool absolu, à les nettoyer dans de l'essence de girofle, puis à les monter dans du baume du Canada; autrement, on peut les sortir de l'alcool absolu puis les monter directement dans de l'Euparal ou dans du milieu de Berlese.

Les lames ne peuvent être observées que sur un seul plan et il faut tenir compte de cela lorsqu'on monte des spécimens. Le squelette céphalopharyngé peut être monté en une seule préparation permettant une vue latérale. Les stigmates antérieurs peuvent être montés simplement, détachés ou non d'une partie de la cuticule qui les entoure. Les stigmates postérieurs doivent être montés par paire, de manière à rester unis l'un à l'autre. La zone plate du disque stigmatique postérieur peut être enlevée et montée, et il faut alors prendre soin de noter l'orientation des stigmates, leurs faces ventrale et dorsale. Si les larves sont soigneusement disséquées, les stigmates postérieurs peuvent être montés avec les troncs trachéens qui y aboutissent.

Les troncs trachéens dorsaux sombres de C. hominivorax sont en général très visibles sur les larves vivantes. En cas de doute, on peut confirmer le degré de pigmentation de ces troncs en plaçant le spécimen entre deux lames à microscope et en exerçant une faible pression. Le léger aplatissement de la larve rend les troncs plus visibles.

2.6.4 Le puparium

La meilleure façon de conserver le puparium est de le sécher, mais on peut le conserver dans l'alcool. Un puparium dont une mouche adulte a

émergé doit, si possible, être monté sur la même épingle que l'adulte. L'épingle peut être passée directement à travers le puparium, mais pour éviter de l'endommager, il est préférable de placer le puparium dans une capsule transparente de gélatine ou de matière plastique. Lorsque les adultes des familles de diptères étudiées ici émergent, les valves dorsales et ventrales de l'extrémité antérieure du puparium s'ouvrent. Ces valves doivent être conservées avec le reste du puparium car elles contiennent des parties de la larve du troisième stade utiles pour l'identification. La valve inférieure contient les sclérites du squelette céphalopharyngé de la larve du troisième stade. Ce squelette n'est pas orienté de la même manière que chez la larve car il est aplati contre la paroi du puparium et peut être recouvert de membranes. On peut toutefois le nettoyer au KOH, comme pour les larves, et l'utiliser pour identifier la larve.

On peut trouver les stigmates antérieurs larvaires dans la valve supérieure du puparium, et les stigmates postérieurs larvaires à l'extrémité postérieure du puparium. Là encore, il peut être utile de les nettoyer au KOH car ces stigmates sont souvent très sclérifiés dans le puparium, rendant difficile l'observation des fentes.

2.6.5 L'adulte

On peut tuer les adultes en les plongeant dans une éprouvette ou un flacon bouché contenant un tampon d'ouate imprégné d'un produit approprié. L'acétate d'éthyle est recommandé mais le chloroforme, le tétrachlorure de carbone et d'autres produits peuvent être utilisés. Les spécimens morts peuvent être ensuite conservés dans de l'éthanol à 70-80 pour cent. Toutefois, pour mieux examiner les caractères servant à l'identification, il faut épinglez les spécimens par le thorax, d'un côté de la ligne médiane. Les spécimens épinglés doivent être étiquetés un par un et protégés contre la moisissure et les insectes insectivores.

CHAPITRE 3

MYIASES

3.1 DIAGNOSTIC

Les blessures infestées par la lucilie bouchère, Cochliomyia hominivorax et par Chrysomya bezziana, sont très caractéristiques. Elles sont généralement circulaires et très profondes, (de 5 à 10 cm ou plus), en raison d'une forte destruction des tissus. Elles dégagent une odeur caractéristique de putréfaction. Les larves de ces espèces résident dans les parties les plus profondes de la blessure, contrairement aux espèces secondaires qui restent en surface.

3.1.1 Agents de myiases des blessures

La myiase a été définie comme l'infestation d'animaux vivants vertébrés par des larves de diptères qui, du moins pendant une certaine période, se nourrissent sur les tissus morts ou vivants de l'hôte, les sécrétions ou les aliments ingérés. Ces larves appartiennent, selon qu'elles sont tributaires de l'hôte ou non, au groupe des parasites obligatoires ou à celui des parasites facultatifs.

Les parasites obligatoires se développent exclusivement sur ou dans les tissus des vertébrés vivants. Ils comprennent les Oestrinae (oestre des cavités nasales), les Hypoderminae (varron), les Gasterophilinae (oestres des chevaux et échinocéros) et les larves suceuses de sang du genre Auchmeromyia. Aucun de ces parasites n'est susceptible de se trouver dans les myiases des blessures. Les trois principales espèces de parasites facultatifs rencontrées dans les myiases des blessures sont la lucilie bouchère américaine Cochliomyia hominivorax, la myiase du Nouveau Monde Chrysomya bezziana et Wohlfahrtia magnifica.

Les deux espèces de Cochliomyia rencontrées dans les myiases des blessures sont C. hominivorax et C. macellaria. C. macellaria a souvent été considérée comme responsable de myiases du fait d'une erreur d'identification de C. hominivorax. Les larves de C. macellaria peuvent être très abondantes sur les cadavres. Lorsqu'elles sont présentes dans des myiases, elles ne sont que des parasites secondaires, se nourrissant sur le bord ou la surface de la blessure et ne produisant pas les lésions en forme de poche qui caractérisent les lucilies primaires. Les adultes sont courants dans les abattoirs et les marchés. Les femelles déposent jusqu'à 1 000 oeufs en paquets de 40 à 250, et elles pondent souvent ensemble, constituant des masses de plusieurs milliers d'oeufs. Ceux-ci peuvent éclore en quatre heures et les larves parviennent à maturité en 6 à 20 jours. La durée totale de développement est de l'ordre de 9 à 39 jours, selon la température et l'humidité, et les adultes vivent 2 à 6 semaines.

Les parasites facultatifs vivent normalement de manière indépendante et se développent sur les matières organiques en décomposition, y compris les cadavres. Dans certains cas, ils peuvent se développer sur les tissus vivants, par exemple dans les pansements souillés de patients alités incapables de se laver ou de se débrouiller seuls.

Il est essentiel, pour toute campagne de lutte, que l'on soit en mesure d'identifier correctement l'insecte nuisible. Dans les programmes d'éradication de la lucilie bouchère, cette identification devient de plus en plus importante au fur et à mesure que la campagne progresse. On peut juger de l'efficacité de la lutte en mesurant les cas de lucilie bouchère comparés aux cas des autres myiases. Il y a un grand nombre d'espèces autres que la lucilie bouchère qui peuvent jouer un rôle dans les myiases et il importe donc de pouvoir les distinguer de la lucilie bouchère. Une bonne identification est aussi essentielle pour la planification de la stratégie d'éradication, par exemple pour déterminer l'emplacement du lâcher des

mouches stériles. On peut gagner beaucoup de temps et d'argent si les lâchers de mouches stériles sont dirigés contre des cas confirmés de myiase causée par la lucilie bouchère, plutôt que contre des cas non confirmés, qui peuvent être le fait d'autres parasites moins ravageurs.

3.2 PATHOLOGIE

On peut classer en quatre grandes catégories les effets pathologiques des infestations de lucilie bouchère sur l'hôte.

- a) Un effet traumatique provoqué par les larves qui déchiquettent les tissus de l'hôte à l'aide de leurs pièces buccales en forme de crochets.
- b) Un effet irritant dû au mouvement de creusement continu de la plaie par les larves.
- c) Une infection secondaire des plaies suintantes par d'autres organismes contaminants - bactéries, virus, protozoaires ou champignons.
- d) Un effet toxique des excréments des larves.

Un animal infesté peut ne survivre que quelques jours si l'infestation est grave et si elle n'est pas traitée rapidement. Même si un traitement est donné et en particulier s'il est tardif, des infections secondaires peuvent se propager par le sang, provoquant arthrite, entérite et septicémie. Dans les régions infestées, jusqu'à 90 pour cent des animaux nouveau-nés peuvent être tués par la maladie si leur ombilic n'est pas traité avant la cicatrisation.

Les excréments de la lucilie bouchère provoquent une nécrose du tissu infesté. Celui-ci, par son odeur, attire d'autres espèces de diptères qui infestent la zone externe, tandis que la lucilie bouchère continue d'agrandir et de creuser la blessure. Dans une situation de cette gravité, et si

L'animal n'est pas traité comme il convient, il ne tarde pas à mourir. Les facteurs qui provoquent la mort sont les infections secondaires causées par des bactéries ou d'autres micro-organismes, la toxémie et la déshydratation. Ces infections secondaires sont presque toujours présentes, mais dans les zones à faible densité de mouches, les blessures ne sont pas toujours continuellement réinfestées et peuvent cicatriser spontanément, une fois abandonnées par les larves.

La blessure, qui suinte en permanence, demeure cependant sans pus ni croûte tant que les larves sont présentes. Les infections secondaires compliquent le diagnostic de la maladie.

Dans les zones à faible risque, les animaux infestés ont de bonnes chances de guérir et de survivre. Toutefois, s'ils sont très exposés et en particulier si les infestations progressent pendant deux semaines ou plus sans être traitées, la mort est probable. Les blessures traitées dans les quatre jours suivant l'infestation cicatrisent généralement en un mois, l'amélioration commençant à se faire nettement sentir dans les dix jours qui suivent le traitement. Le pronostic est beaucoup moins favorable pour les animaux nouveau-nés que pour les adultes.

En général, les bovins sont assez résistants aux complications, et les blessures guérissent vite si elles sont bien traitées, mais les ovins, les caprins et les équins ont souvent des infections secondaires. On observe souvent une polyarthrite infectieuse, provoquée par les Chlamydia, chez les veaux qui survivent.

L'examen superficiel des blessures infestées montre que les larves commencent à quitter la blessure immédiatement après la mort de l'animal, dans un délai d'une heure au maximum. Les larves du deuxième stade peuvent continuer à se développer jusqu'au stade de pupe; lorsqu'elles sont moins matures, elles se laissent tomber sur le sol ou peuvent pupifier dans la blessure, mais la probabilité d'émergence d'adultes est faible.

3.3 PRINCIPES DU TRAITEMENT

3.3.1 Insecticides

On dispose de divers insecticides qui tuent les larves de lucilie bouchère dans la blessure et empêchent la réinfestation.

Les principaux facteurs à prendre en compte pour choisir un insecticide et sa formulation dans le traitement des myiases sont les suivants:

- faible toxicité pour les mammifères, assurant un maximum de sécurité à la fois pour la personne qui effectue le traitement et pour l'animal hôte;
- fort pouvoir larvicide/insecticide pour garantir l'efficacité du traitement;
- rétention des résidus par l'hôte et vitesse et mode d'élimination;
- persistance à des doses toxiques, lorsque le produit est appliqué en traitement de masse, pour prévenir l'infestation chez les animaux blessés et réceptifs;
- pouvoir de pénétration des formulations dans les blessures profondes, en particulier dans les cas graves de myiase;
- risque de contamination de l'environnement et effets possibles sur des espèces non visées.

L'idéal serait que l'insecticide choisi soit très toxique pour la lucilie bouchère à tous les stades de son cycle biologique, peu toxique pour les mammifères et ait un effet larvicide persistant. Il devrait aussi pouvoir pénétrer les tissus musculaires sans être transformé rapidement en produits inactifs de dégradation, mais devenir en définitive des éléments non polluants.

Des produits spécifiques de lutte contre C. hominivorax ont été mis au point et essayés dans les zones des Amériques où ce parasite était initialement présent. En ce qui concerne les nouvelles infestations d'autres régions, où les conditions environnementales et climatiques peuvent être différentes, ces méthodes de lutte et de maîtrise du parasite ne sont pas nécessairement aussi efficaces.

Cependant, comme il faut, du moins au départ, prendre rapidement des mesures de lutte, l'expérience acquise dans d'autres programmes efficaces de lutte devrait servir de base à l'adoption de mesures immédiates dans les nouveaux foyers d'infestation.

Dans la section qui suit, consacrée au traitement, à la prévention et à la lutte, il sera fait état spécifiquement de l'insecticide organophosphoré connu sous le nom de Coumaphos comme le composé qui a fait la preuve de son efficacité et de son acceptabilité écologique dans tous les pays américains qui ont mis en oeuvre des programmes d'éradication. Il faut toutefois savoir que d'autres composés tout aussi efficaces existent peut-être, et qu'on peut envisager de les utiliser, à condition qu'ils soient homologués dans le pays et/ou approuvés et utilisés conformément aux recommandations des fabricants.

3.3.2 Techniques d'application

Les insecticides sont fabriqués et mélangés de différentes manières avec d'autres composés de charge; on obtient ainsi des formulations se prêtant à l'application dans des circonstances variées et conformément à diverses techniques de pulvérisation. Seules deux méthodes d'application nous intéressent pour la lutte contre la lucilie bouchère:

- l'application directe ou topique d'insecticide sur une blessure donnée pour éliminer ou empêcher une infestation.

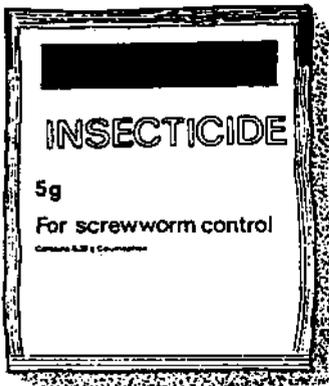
- le traitement de masse pour la protection des troupeaux considérés comme étant à risque, ou pour le contrôle de quarantaine.

Pour l'application topique sur des blessures, il est recommandé d'adopter une poudre mouillable si on se sert d'organophosphorés. On peut appliquer directement cette poudre sur la blessure par pulvérisation à raison d'un sachet de 5 g de Coumaphos à 5 pour cent fourni dans les pochettes de traitement, ou bien mélanger le contenu de sachets avec une huile végétale à raison de 15 sachets de 5 g pour 500 ml d'huile, pour obtenir une pâte fluide badigeonnée directement sur la blessure, à l'aide d'un pinceau d'une largeur de 2 à 3 cm environ. Il faut appliquer l'insecticide avec soin dans les blessures profondes pour veiller à ce que la pâte pénètre dans toutes les cavités creusées par les asticots. Une fine couche doit aussi être appliquée à la peau du pourtour, sur une largeur de 5 à 7 cm (Fig. 27). Pour les blessures très humides, suppurantes et suintantes, l'insecticide sous forme de poudre sèche doit être appliqué directement et mélangé avec l'exsudat de la blessure, l'utilisateur devant porter des gants de caoutchouc pour se protéger (Fig. 28).

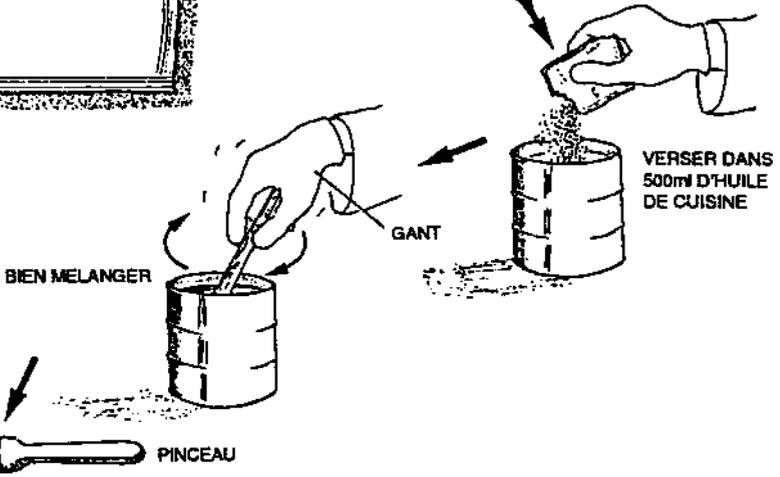
Si nécessaire, le traitement doit être renouvelé à intervalles de trois jours, jusqu'à ce que la blessure commence à cicatriser et que le danger d'infestation ou de réinfestation soit écarté.

Il faut s'assurer que les insecticides utilisés ne sont pas contre-indiqués pour l'espèce d'animal à traiter.

① PREPARATION DE LA PATE



15 SACHETS DE 5g DE POUDRE MOUILLABLE
INSECTICIDE (COUMAPHOS) A 5%



② APPLICATION DE LA PATE

SUR LA PARTIE LA PLUS
PROFONDE DE LA BLESSURE

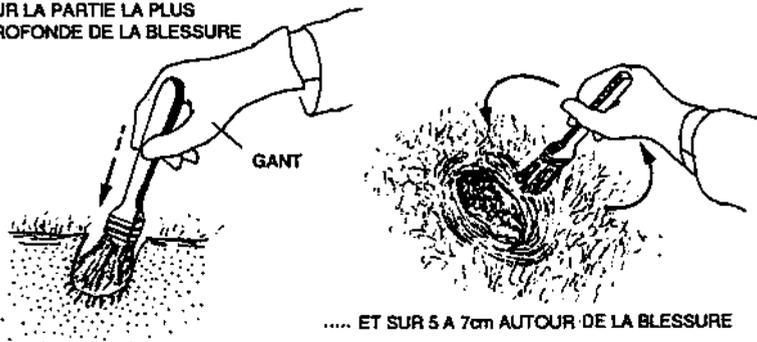
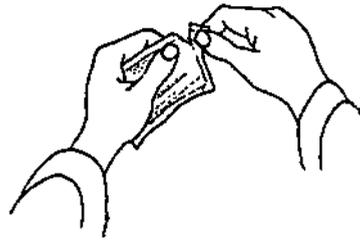


Fig. 27 Traitement topique d'une blessure infestée à l'aide d'un insecticide en pâte.



① LIRE ATTENTIVEMENT LES INSTRUCTIONS



② OUVRIR LE SACHET EN LE DECHIRANT A UN ANGLE

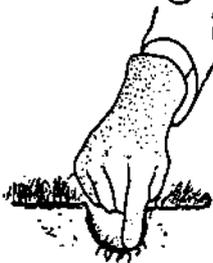


③ SAUPOUDRER L'INTERIEUR ET LES BORDS DE LA BLESSURE

VEILLER A CE QUE LA PLUS GRANDE PARTIE DE LA POUDRE AILLE DANS LA BLESSURE



④ APRES AVOIR ENFILE UN GANT FROTTER LA POUDRE AU FOND DE LA BLESSURE EN LA MELANGEANT AVEC LES SEROSITES DE CELLE-CI



⑤ RENOUELER L'APPLICATION AU BOUT DE TROIS JOURS SI LA BLESSURE N'A PAS COMMENCE A CICATRISER

Fig. 28 Traitement topique d'une blessure suintante.

On traite généralement à l'insecticide des troupeaux entiers pour prévenir l'infestation à des périodes de réceptivité accrue, par exemple pour des moutons qui viennent d'être tondus et qui peuvent avoir eu des coupures, ou à titre de mesure de quarantaine pour éviter que le parasite présent sur des animaux migrants infestés et les animaux transportés ne se propage pendant le transport ou le déplacement. La méthode de traitement peut être l'immersion dans l'insecticide ou l'aspersion de chaque animal pour assurer un bon mouillage de la peau. De ces deux méthodes, le bain est considéré comme la plus efficace et la plus économique, mais il ne doit pas être pratiqué sur de très jeunes animaux ou des espèces sensibles à l'insecticide. Le traitement efficace par aspersion ne peut pas toujours être fait car il dépend de la rapidité des opérateurs.

On trouvera ci-après quelques exemples des calculs à faire pour diluer les insecticides. Ils sont fondés sur l'hypothèse d'une formulation de départ de poudre mouillable à 50 pour cent fournie en paquets de 1 kg, à appliquer à une concentration de 0,25 pour cent, ce qui est normalement le cas lorsqu'on utilise du Coumaphos.

- 1) Pulvérisateur à moteur d'une capacité de 750 litres:

Pour remplir une cuve de pulvérisateur de 750 l d'un mélange à 0,25 pour cent, il faut 0,25 g de matière active insecticide pour 100 ml, soit 2,5 g de matière active par litre d'eau.

750 l contiennent donc $750 \times 2,5$ g de matière active = 1 875 g

1 kg de poudre mouillable à 50 pour cent contient 500 g de matière active.

Pour préparer 750 l de mélange de pulvérisation à 0,25 pour cent, il faut $\frac{1\ 875}{500} = 3,75$ kg d'insecticide.

- ii) Pour remplir des pulvérisateurs à dos d'une capacité de 10 l;

1 kg d'insecticide à 50 pour cent dilué donne 200 l de suspension à 0,25 pour cent.

Par conséquent, un paquet de 1 kg mélangé correctement donnera suffisamment de liquide pour remplir 20 machines d'une contenance de 10 l - ou 20 fois une même machine.

- iii) Traitement par bains; il faut calculer la capacité de la cuve à bains et ajouter 1 kg d'insecticide à 50 pour cent pour 200 l d'eau.

3.3.3 Manipulation et utilisation des insecticides

- 1) Conserver tous les insecticides en lieu sûr, sous clef, loin des aliments et à distance de sécurité des habitations et des étables. Les protéger des intempéries et veiller à ce que tous les récipients soient en bon état et ne fuient pas.
- 2) Neutraliser immédiatement tous les insecticides renversés selon les recommandations du fabricant.
- 3) Manipuler les insecticides avec précaution, porter l'équipement de protection approprié et éviter de pulvériser dans le vent. Eviter le contact direct avec les produits.
- 4) Ne pas pulvériser à proximité d'habitations, d'étendues ou de cours d'eau.
- 5) Eliminer les récipients vides dans des conditions de sécurité, ne pas les réutiliser à d'autres fins.

- 6) Laver avec soin les vêtements protecteurs et le matériel d'application après l'utilisation et remédier immédiatement à toutes les fuites.
- 7) Eloigner les curieux, en particulier les enfants, des zones de pulvérisation. Ne pas oublier que la toxicité des insecticides est souvent fonction du poids corporel et que les jeunes enfants sont donc très vulnérables.
- 8) Eliminer judicieusement les déchets de pulvérisation et l'eau de lavage, de préférence dans un puits d'infiltration convenablement construit, enclos et muni d'une porte interdisant l'accès aux personnes non autorisées.
- 9) Les zones de bains doivent être construites de manière que l'insecticide en excès qui s'égoutte des animaux traités retourne à la cuve et ne pollue pas la zone environnante.
- 10) Ne pas oublier que les insecticides sont toxiques et toujours les manipuler, les stocker et les utiliser en conséquence.

3.4 PREVENTION DE LA MALADIE ET LUTTE

Ces activités doivent permettre de réduire le nombre de blessures sur les animaux hôtes potentiels et de les rendre moins attirantes pour les lucilies bouchères. Cependant, l'élimination totale des blessures ouvertes n'est la plupart du temps pas réalisable. L'inspection et le traitement des animaux recommandés plus loin, permettront de réduire considérablement le nombre de blessures ouvertes exposées aux attaques de lucilies bouchères. En conséquence, ces activités permettront de réduire la densité de population du parasite et donc l'incidence de la maladie.

Pour une bonne exécution de ces programmes, il faut informer les Éleveurs des procédures et les encourager à participer à leur exécution. Plus ils seront nombreux à collaborer, plus les programmes seront réussis. Si un seul d'entre eux laisse infester ses animaux et ne les traite pas, l'accroissement de la population de lucilies bouchères menacera d'autant plus les animaux des alentours.

3.4.1 Mesures de lutte

- Examiner tous les animaux, y compris les animaux familiers, à fond et fréquemment.
- Rechercher dans toutes les blessures des masses d'oeufs et des larves et si on en découvre, les prélever et les conserver dans du formol à 10 pour cent ou dans de l'alcool méthylique ou éthylique à 70 pour cent. Consigner en détail les circonstances du prélèvement sur l'imprimé fourni avec la pochette de prélèvement ou, à défaut, sur une feuille séparée. On peut, à l'aide de pinces, extraire les larves situées en profondeur dans la blessure. Veiller à ce que toutes les larves restant dans la blessure soient détruites et qu'aucune ne tombe sur le sol et ne puisse survivre.
- Traiter immédiatement les blessures infestées à l'aide d'un insecticide recommandé et si l'on suspecte la présence d'une infection secondaire, administrer un antibiotique systémique à large spectre.
- Envoyer les échantillons de larves prélevés à l'organisme officiel chargé de l'identification des spécimens, par l'itinéraire le plus court et sans retard.
- Signaler l'infestation suspecte à un responsable des services vétérinaires, par téléphone ou par tout autre moyen disponible rapide de communication.

- Ne pas faire entrer ni sortir les animaux de la zone infestée sans autorisation officielle.
- Lors de l'achat et de la vente d'animaux, s'assurer qu'ils sont exempts de lucilles bouchères.
- L'idéal est de traiter régulièrement tous les animaux des zones à haut risque ou des environs à l'aide d'insecticides, par immersion ou aspersion, pour réduire le risque d'infection. La fréquence du traitement dépendra de la persistance effective, à des niveaux toxiques pour les lucilles bouchères, de l'insecticide employé.

3.4.2 Mesures de prévention à l'intention des propriétaires de troupeaux et de ceux qui s'en occupent.

- Examiner tous les animaux, y compris les animaux familiers avec soin et chaque jour, et traiter toutes les blessures à l'aide d'une préparation recommandée d'insecticide persistant pour empêcher l'infestation.
- Limiter les risques de blessure des animaux en repérant et en enlevant des enclos les clous en saillie, fils de fer et autres objets acérés et en évitant la végétation dense et épineuse dans les pâturages. Identifier toutes les autres causes possibles de blessure dans les conditions locales et prendre les mesures nécessaires pour les éliminer.
- Dans la mesure du possible, éviter d'entreprendre des pratiques vétérinaires et d'élevage qui provoquent des blessures (vêlage, marquage au fer chaud, écornage, castration et tonte) pendant les périodes à haut risque.

- Séparer les animaux agressifs pour éviter le risque de blessure.
- Pendant les périodes à haut risque - saison des pluies par exemple - limiter le plus possible le contact entre les animaux et la mouche en envoyant les animaux dans des pâturages éloignés des zones à forte densité de lucilies bouchères, et en profitant des heures pendant lesquelles les mouches sont moins actives, par exemple la nuit.
- Assurer une lutte régulière et systématique contre les autres ectoparasites du bétail, en particulier ceux qui provoquent des blessures cutanées et créent des conditions qui attirent la lucilie bouchère.

Les mesures ci-dessus sont recommandées pour réduire l'incidence de l'infestation chez le bétail local. Si elles sont appliquées rapidement par tous les éleveurs, elles peuvent permettre de réduire la population de lucilies bouchères par interruption du cycle biologique. Néanmoins, elles n'élimineront pas le parasite et il faut donc les mettre en oeuvre systématiquement et sans interruption pendant une longue période.

3.4.3 Prévention et lutte au niveau national

Pour un maximum d'efficacité de la lutte, de la prévention, puis de l'éradication de la maladie, il faut prendre des mesures nationales, voire régionales, pour permettre de déployer un effort concerté sur toute la zone d'infestation et éviter la contamination de zones voisines exemptes de lucilie bouchère.

Les principales étapes de toute campagne de lutte sont les suivantes:

- délimitation de la zone de distribution saisonnière et détermination de la densité de C. hominivorax dans la zone infestée (prospections);

- prévention de la propagation du parasite jusqu'à des zones non infestées (quarantaine et contrôle des déplacements du bétail);
- réalisation d'une campagne durable et efficace de sensibilisation de l'opinion publique pour assurer la coopération et la participation de tous les secteurs de la communauté;
- exécution de mesures préventives pour éviter ou réduire le plus possible l'infestation du bétail menacé;
- lancement de techniques de lutte visant à limiter les populations de parasites, réduisant ainsi l'incidence de l'infestation et le risque d'expansion de la distribution du parasite;
- évaluation permanente de l'efficacité de l'opération en vue d'éventuelles modifications;
- évaluation des possibilités de mener une vaste opération d'éradication;
- recherche appliquée dans les zones identifiées pour favoriser et renforcer l'efficacité des opérations de terrain.

3.5 MAITRISE DE LA MALADIE

Une fois confirmée l'infestation d'une zone par C. hominivorax, il est essentiel que les mesures nécessaires soient prises immédiatement, non seulement pour lutter contre la maladie, mais aussi pour éviter qu'elle ne se propage dans d'autres zones. Toute mesure prise pour agir sur l'insecte et réduire ainsi la densité de population ou retarder la reproduction limitera le risque de propagation des insectes adultes, que l'on sait capables de parcourir jusqu'à 290 km en moins de deux semaines, à la recherche d'un habitat et d'hôtes favorables.

Il est donc impératif que les mesures de protection et de lutte au niveau des éleveurs et des pays, exposées aux sections 3.4.2 et 3.4.3, soient appliquées dès qu'un foyer est confirmé, et aussi longtemps que le parasite persiste, quelle que soit la densité d'infestation.

3.5.1 Mouvements des animaux et quarantaine

Le principal risque d'infestation d'autres zones réside dans le transport d'oeufs vivants/de larves par des animaux domestiques ou sauvages infestés.

Il y a plusieurs types de déplacements:

- déplacement localisé d'animaux qui franchissent les limites de la zone infestée, propageant progressivement l'infection;
- migration d'animaux sauvages et transhumance saisonnière souvent transfrontières effectuée par les pasteurs propriétaires de leurs bêtes;
- utilisation de bêtes de somme pour le transport de produits commerciaux et agricoles des zones de production vers des marchés et vice versa;
- transport routier ou ferroviaire, à courte et à longue distance, d'animaux généralement destinés à la vente;
- transport intercontinental aérien ou maritime d'animaux vivants pouvant provoquer une infestation mondiale de lucilie bouchère.

Il est donc essentiel que les déplacements des animaux provenant de zones infestées ou même douteuses, soient surveillés et efficacement contrôlés à tous les niveaux, des déplacements locaux d'animaux aux déplacements internationaux d'importations/exportations commerciales.

Dans tous les cas, les techniques de contrôle sont essentiellement les mêmes, et en règle générale, on doit procéder comme suit:

- tous les animaux se déplaçant à l'intérieur de la zone infestée doivent être examinés attentivement, et ceux présentant un risque de transport de la lucilie bouchère vers d'autres zones, identifiés et enregistrés;
- les postes de contrôle doivent être installés en des points stratégiques et être suffisamment nombreux, leur nombre étant déterminé après étude des déplacements des animaux;
- la personne responsable des animaux présentés aux stations de contrôle doit se faire délivrer des certificats écrits d'inspection donnant des détails sur les résultats de l'inspection et sur tout traitement pratiqué;
- tous les animaux entrant dans la zone infestée ou la quittant ne doivent passer que par les postes de contrôle vétérinaire/quarantaine mis en place pour la lutte contre la lucilie bouchère et doivent être examinés et certifiés exempts d'infestation. Les déplacements doivent être limités le plus possible;
- les animaux transportés par véhicule doivent être déchargés, ce qui facilite un examen visuel attentif de certains d'entre eux;
- l'inspection des animaux doit être effectuée rapidement; on recherche les blessures sur toute la surface corporelle. Toutes les blessures doivent être examinées de près et il ne faut pas oublier que les larves de lucilies bouchères peuvent être enfoncées assez profondément dans les tissus et passer inaperçues;

- tous les animaux présentés au poste de contrôle, sur lesquels on ne détecte pas de lucilie bouchère et qui semblent exempts de blessures doivent être traités à l'aide d'une formulation d'insecticide recommandée, soit par pulvérisation complète de l'animal, soit par immersion dans un bain;
- tous les véhicules transportant des animaux et passant par le point de contrôle doivent subir une pulvérisation permettant de tuer toutes les larves qui peuvent être tombées d'un animal sur le plancher du véhicule, et ce, même s'il n'y a aucun signe d'infestation;
- les animaux blessés qui ne sont pas infestés doivent recevoir un traitement topique de la blessure, après avoir reçu un traitement par aspersion ou immersion de tout le corps;
- les animaux ayant des blessures infestées par des parasites censés être C. hominivorax doivent recevoir un traitement curatif et il faut prélever des spécimens afin de confirmer la diagnose du parasite. Ces animaux doivent être gardés en quarantaine jusqu'à l'identification du parasite, et s'il s'agit de C. hominivorax, il ne faut pas les laisser repartir tant que l'infestation n'a pas été éliminée par traitement curatif quotidien pendant au moins trois jours. Avant de quitter le point de contrôle, ces animaux doivent aussi recevoir une pulvérisation complète ou un bain;
- il est souhaitable que tous les animaux présentant des myiases soient mis en quarantaine et traités jusqu'à élimination de l'infestation, pendant trois jours au moins. Cette précaution supprimera le risque d'erreur d'identification du parasite;

- les animaux ayant des blessures non infestées et qui doivent entrer dans des zones infestées doivent être soumis à un traitement préventif au point de contrôle. La personne qui les accompagne doit recevoir pour instruction de poursuivre ce traitement jusqu'à ce que les blessures soient cicatrisées et que le danger d'infestation ait disparu;
- il faudrait trouver le moyen d'éviter que les éleveurs et bergers puissent faire passer des animaux non atteints par le point d'inspection, puis les échanger contre des animaux qui peuvent être infestés une fois le certificat délivré. A cette fin, il peut être nécessaire de plomber le véhicule qui les transporte ou de marquer individuellement les animaux inspectés en vue d'une identification ultérieure, et de l'indiquer en détail sur le certificat d'inspection;
- des voies de communication visant à assurer l'échange rapide d'informations entre les stations de contrôle et les bureaux de coordination, devraient être mises en place de manière que l'on puisse surveiller les déplacements des animaux transportés. Cela découragera les changements d'itinéraire non autorisés;
- chaque station devrait être équipée pour identifier avec certitude les larves et oeufs de lucilie bouchère;
- le bon fonctionnement du système de contrôle/quarantaine devrait s'appuyer sur une législation appropriée et contraignante prévoyant des sanctions en cas de non application de ces dispositions;

- les pays qui importent des animaux vivants en provenance de pays infestés par la lucilie bouchère devraient assurer la mise en quarantaine, l'inspection et le traitement de ces animaux pour éviter l'introduction de la maladie. De même, les pays infestés par la lucilie bouchère devraient prendre les mesures nécessaires pour veiller à ce que les animaux soient exempts de parasites avant l'exportation.

3.6 ERADICATION DE LA LUCILIE BOUCHERE

L'éradication de C. hominivorax des zones où les conditions de l'environnement sont optimales pour ce parasite n'est pas réalisable par utilisation intensive des seules techniques de lutte et de prévention. Dans ces conditions, on obtient une réduction sensible de la population, mais l'espèce survit en achevant son cycle biologique sur des animaux sauvages hôtes et du bétail non traité. Pour parvenir à l'éradication, il a fallu recourir aussi à la technique de l'insecte stérile (TIS).

La TIS suppose que l'on élève chaque semaine des centaines de millions d'insectes dans des installations spécialement construites. Ces insectes sont stérilisés, généralement par rayonnements contrôlés, puis lâchés par voie aérienne sur les zones infestées. Les femelles sauvages s'accouplent avec des mâles stériles et ne produisent pas de descendance, ce qui interrompt le cycle biologique et réduit progressivement les populations sauvages. Associée à d'autres mesures de lutte, décrites dans le présent manuel, la TIS a été utilisée avec succès pour l'éradication de C. hominivorax des îles de Curaçao et Porto Rico, ainsi que de la péninsule de la Floride, du sud des Etats-Unis et du Mexique.

L'organisation, la planification et la mise en oeuvre d'un programme d'éradication utilisant la technique de l'insecte stérile sont complexes, comportent de nombreux stades, et ne seront pas étudiées en détail dans le présent manuel. Cependant, les principes et principaux facteurs à prendre en compte pour l'utilisation de la technique sont les suivants:

Il faut délimiter avec précision la zone de distribution de la lucilie bouchère lorsqu'on utilise la TIS, afin de ne pas laisser de zone infestée susceptible de fournir une source de réinvasion.

Pour que cette technique donne de bons résultats, il faut lâcher un nombre suffisant d'insectes stériles élevés en laboratoire, qui entrent en concurrence avec les mâles sauvages pour l'accouplement avec les femelles. Cette technique n'est donc efficace que si elle est associée à d'autres méthodes de prévention et de lutte, pour l'obtention d'une réduction initiale de la population, et le lâcher doit aussi commencer pendant la période de déclin saisonnier naturel (saison sèche). On estime qu'en théorie, dix mâles stériles devraient être lâchés pour chaque mâle sauvage. Dans le cadre de la campagne Mexique/ Etats-Unis, on lâche en moyenne 700 à 2 500 mouches stériles par km² chaque semaine.

On suit les opérations essentiellement en enregistrant l'incidence de l'infestation du bétail, en surveillant les masses d'oeufs stériles et fertiles sur des animaux sentinelles et en procédant à l'examen microscopique de femelles capturées pour en déterminer la stérilité. On poursuit les lâchers d'insectes stériles jusqu'à ce que ces recherches confirment que la population sauvage a été éliminée.

Avant de procéder aux opérations, il faut s'assurer de la compatibilité et de la compétitivité sexuelles des populations élevées en laboratoire avec les populations sauvages de lucilie bouchère. Il faut aussi évaluer l'effet des changements climatiques saisonniers sur la densité de population des mouches sauvages pour calculer le nombre d'insectes stériles concurrents à lâcher.

L'élevage massif de lucilies bouchères est coûteux et demande de gros moyens logistiques et techniques. On estime qu'il faudrait à peu près deux ans pour construire l'installation requise et parvenir au volume de production nécessaire pour l'éradication. Par exemple, l'installation d'élevage utilisée pour la campagne d'éradication au Mexique a coûté 40 millions de dollars E.-U. pour la construction et l'équipement sur trois ans, au taux de change de 1977. Un budget annuel de 50 millions de dollars a été alloué à l'ensemble des activités, y compris les opérations de terrain. L'éradication peut être justifiée si on tient compte de l'étendue de l'infestation, de ses effets sur le bétail et la faune et des conséquences prévues de la propagation du parasite jusqu'à des zones non infestées.

Pour éviter les dépenses initiales à engager pour la production massive, on peut envisager le transport d'insectes stériles sur une longue distance, à partir des unités d'élevage existantes, à condition que la compatibilité des souches soit confirmée.

3.7 DECLARATION DE LA MALADIE

C. hominivorax est un parasite efficace bien adapté à son milieu. Son potentiel de propagation de la maladie jusqu'à des zones non infestées est très élevé. Les conséquences économiques des infestations introduites pour le bétail et les populations d'animaux sauvages peuvent être désastreuses. Si des lucilies bouchères sont identifiées dans de nouvelles zones, il est donc essentiel de prendre immédiatement des mesures pour empêcher leur propagation et de lancer des activités de lutte et d'éradication.

Il est vivement recommandé de signaler à la FAO et aux pays voisins tout nouveau foyer de manière que les mesures nécessaires soient prises sans retard. Le formulaire type de déclaration de la maladie à la FAO est reproduit à la Figure 29. La déclaration est à envoyer immédiatement à l'adresse suivante:

FAO

Service de la santé animale (AGAH)

Via delle Terme di Caracalla

00100 Rome (Italie)

Tél.: 5797-4106

Télex: 610180

Télécopie: 625852/625853

Code maladie N° Année

1. Pays
2. Nom et titre de l'envoyeur
3. Numéro de téléx ou adresse télégraphique de l'envoyeur
4. Date de transmission du message 5. Date de la première détection
6. Date estimative de l'infection initiale 7. Nombre de foyers distincts identifiés jusqu'ici
8. Emplacement géographique du/des foyer(s)
9. Détails sur le/les foyer(s)

Espèces infestées (a)	Nombre d'animaux se trouvant dans les zones infestées (troupeaux touchés) (b)	Nombre		
		de cas (c)	de morts (d)	d'animaux (e)

10. Remarques concernant la population touchée
11. Observations concernant l'épidémiologie de la maladie jusqu'ici
12. Mesures de lutte prises jusqu'ici
- Fig. 29 Modèle de notification à la FAO de nouveaux foyers et de présence de C. hominivorax.

3.8 RECHERCHES A EFFECTUER

La biologie de C. hominivorax dans le milieu naturel du continent américain auquel elle était précédemment limitée, fait l'objet d'une abondante littérature. Ces informations sont utiles pour prévoir son développement et son comportement dans les nouvelles zones d'infestation. Mais, comme les conditions écologiques ne seront pas toujours les mêmes et compte tenu de la capacité d'adaptation des insectes à des conditions variables, il est indispensable de confirmer certains renseignements fondamentaux dans tout nouveau foyer:

- l'influence des facteurs climatiques sur le cycle biologique et la détermination des facteurs extrêmes qui peuvent limiter la distribution du parasite;
- la confirmation du comportement de la lucilie bouchère vis-à-vis de l'habitat disponible et l'influence de la végétation et d'autres facteurs biologiques sur la distribution;
- l'identification des techniques prospection et des attractifs les plus efficaces pour la lucilie bouchère;
- l'évaluation des insecticides disponibles pour la prévention, le traitement et la lutte;
- des études visant à déterminer l'effet d'autres maladies causant des blessures sur les niveaux d'infestation de la lucilie bouchère et les mesures à prendre pour les combattre.

CHAPITRE 4

ENQUETES

4.1 ENQUETES

Les enquêtes sur la lucilie bouchère peuvent être fondées sur la détection de l'un des quatre stades de son cycle biologique, à savoir l'oeuf, la larve, la puppe ou l'adulte. Cependant, le stade larvaire est le plus approprié parce qu'il est plus facile à détecter, à prélever, à conserver, à transporter et à identifier. L'étude des autres stades suppose des connaissances entomologiques particulières, une certaine expérience de l'identification et ces stades sont plus difficiles à identifier et à conserver. On trouvera ci-après les facteurs dont il faut tenir compte lors de l'exécution des prospections.

4.2 ENQUETES SUR LES LARVES

Il faut motiver tous les propriétaires et ceux qui s'occupent du bétail en les incitant à examiner fréquemment leurs animaux pour identifier les blessures infestées. Les zones faisant l'objet de recherches doivent comprendre toutes les zones douteuses plus une vaste zone environnante où les mouches et les maladies peuvent être très peu fréquentes et où leur présence passe facilement inaperçue. La zone de l'enquête, si elle est étendue, doit être divisée en secteurs, chacun de ceux-ci étant placé sous la responsabilité d'un vétérinaire.

L'organisation d'une opération de cette ampleur, qui dépend de la volonté de participation de nombreux éleveurs, sera efficace si elle s'appuie sur un service bien organisé de vulgarisation vétérinaire de terrain et sur une campagne efficace

et prolongée de sensibilisation du public. Cette campagne devrait souligner l'importance d'une diagnose et d'une surveillance permanentes, d'un suivi intensif de tous les cas douteux et de la déclaration de ces cas.

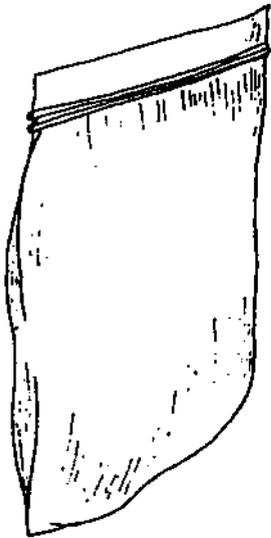
Toutes les personnes en contact avec le bétail doivent recevoir les renseignements nécessaires pour la reconnaissance des blessures suspectes, le prélèvement et la conservation d'échantillons de larves et l'enregistrement des cas.

Il faudra mettre en place une unité nationale de coordination chargée de recevoir les échantillons suspects, de les identifier au point de vue entomologique et de consigner l'emplacement du prélèvement. Cette unité devra établir et tenir à jour un registre de la distribution et de la densité de la lucilie bouchère selon les indications communiquées avec les échantillons reçus. Ce registre comportera aussi des données réunies lors d'enquêtes sur les adultes et les oeufs.

Pour encourager et aider les agriculteurs à coopérer, il faudrait leur fournir des sachets d'insecticide pour le traitement des animaux blessés et leur donner, dans la langue locale, des instructions pour le prélèvement et la déclaration, et des tubes à échantillons contenant un agent conservateur approprié, par exemple de l'alcool méthylique ou éthylique à 70 pour cent, pour le prélèvement des larves, ainsi que des informations détaillées sur les modalités de transmission des échantillons à l'unité appropriée de coordination en vue de leur identification et de leur inscription au registre. Les tubes et les formulaires de déclaration devraient être numérotés pour éviter les erreurs.

Les tubes de prélèvement et l'insecticide, un sachet d'insecticide en poudre, un tube à échantillons contenant un agent conservateur et une brochure d'instructions et de signalisation, peuvent être rassemblés, le tout constituant ce qu'on appelle souvent une "pochette de traitement et de prélèvement" (Fig. 30 et 31).

Il faut souligner que toute défaillance de l'efficacité de ce programme d'enquêtes intensives et prolongées pourrait entraîner des erreurs de localisation de la distribution du parasite et compromettre gravement les opérations de lutte et d'éradication. Il faut déterminer avec précision les limites de la distribution et la densité des populations de parasites dans ces limites.

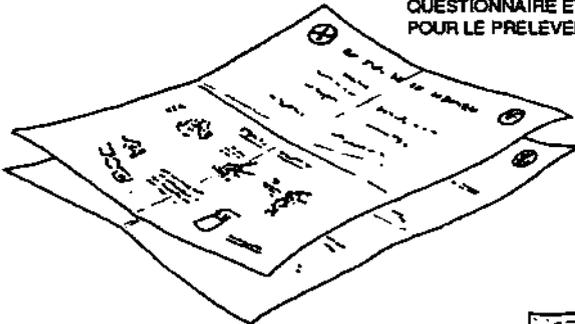


POCHETTE PLASTIQUE

TUBE CONTENANT DE L'ALCOOL ETHYLIQUE
OU METHYLIQUE A 70% OU DU FORMOL A 10%



QUESTIONNAIRE ET INSTRUCTIONS
POUR LE PRELEVEMENT



INSTRUCTIONS POUR L'EMPLOI
DE LA POUDRE DE TRAITEMENT
DES BLESSURES

SACHET DE 5g
DE POUDRE INSECTICIDE



Fig. 30 La "pochette de traitement et de prélèvement".

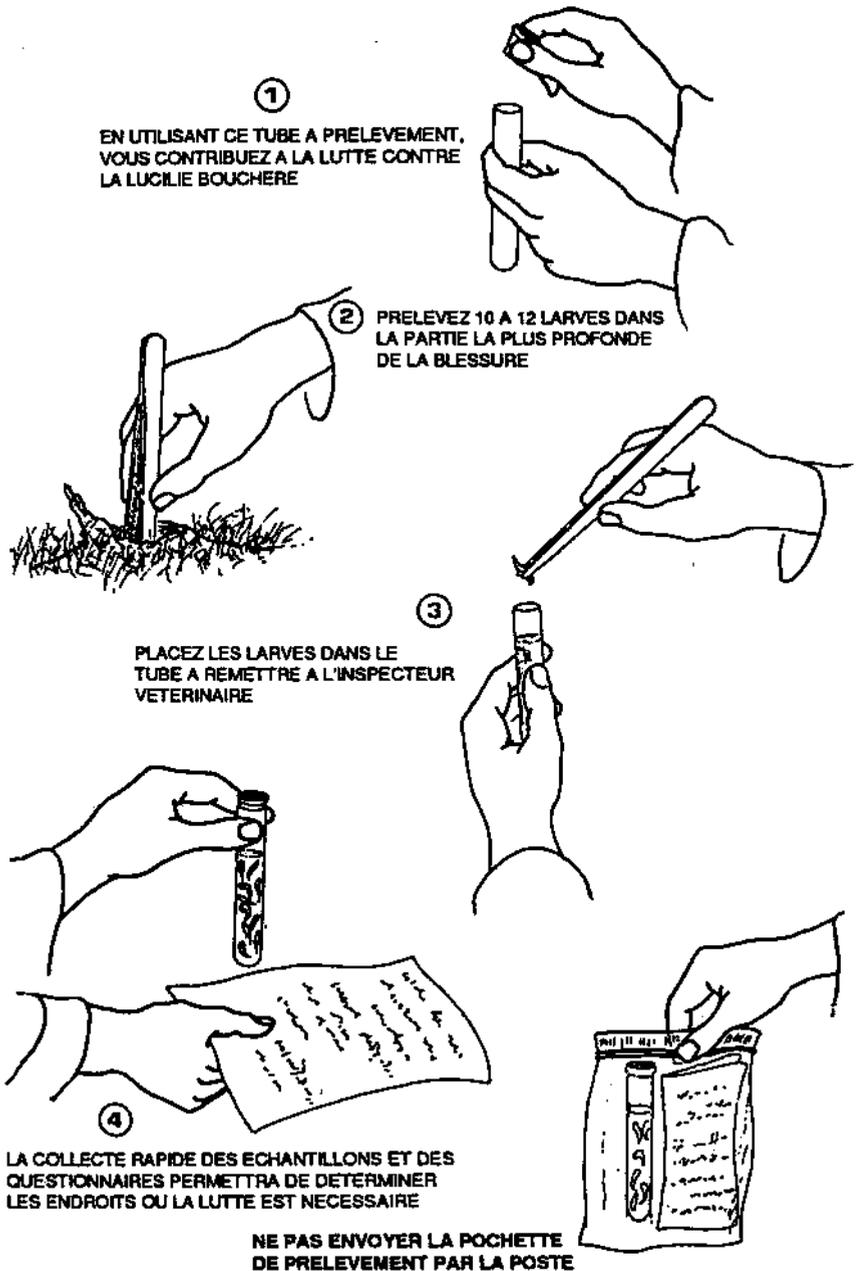


Fig. 31 Utilisation de la "pochette de traitement et de prélèvement".

Questionnaire proposé à placer dans la pochette de traitement et de prélèvement.

1. Date et emplacement du prélèvement
2. Nom et adresse des personnes qui l'ont effectué
3. Date du prélèvement des larves
4. Espèce de l'animal infesté
5. Age approximatif de l'animal
6. Cause initiale supposée de la blessure infestée
7. Nombre de cas d'animaux infestés enregistrés pendant les sept derniers jours
8. Informations détaillées sur tous les animaux introduits dans la région pendant les 12 derniers jours
 - a) Nombre.....
 - b) Espèces.....
 - c) Origine.....
9. Informations détaillées sur le traitement pratiqué

Cadre réservé à l'administration:

Inspecteur _____ Date de l'enquête _____

Echantillon N° _____ Résultat de l'identification _____

Emplacement _____ Suite donnée _____

4.3 ENQUETES SUR LES MASSES D'OEUFS

Il n'est pas recommandé de chercher à repérer les oeufs lorsqu'on souhaite déterminer la distribution et l'incidence de la maladie parce que les oeufs ne peuvent être observés que pendant une courte durée et qu'ils sont difficiles à trouver et à identifier pour un personnel non spécialisé.

Les prospections visant à détecter les masses d'oeufs servent surtout à évaluer les niveaux de stérilité et à estimer la densité des populations de lucilie bouchère sauvage visées par des opérations d'éradication comportant des lâchers successifs de mouches stériles élevées en laboratoire. Cependant, nous décrirons ici la méthode utilisée pour terminer cette section consacrée aux techniques de prospection.

En général, on choisit trois animaux adultes sentinelles et on les place dans un enclos, lui-même se trouvant dans des conditions optimales pour attirer les lucilies bouchères adultes. On fournit aux animaux de l'eau et des aliments pour les maintenir en bonne santé.

Afin d'attirer les mouches femelles adultes sauvages et de stimuler la ponte, on blesse délibérément à l'aide d'instruments chirurgicaux un animal en pratiquant une incision en croix de 5 à 7 cm de long, en général dans les muscles de l'épaule ou de la croupe. Il faut empêcher la blessure de cicatriser. Chaque animal doit être utilisé pendant une semaine, puis alors seulement remplacé par l'un des deux autres. On examine chaque jour l'animal, au début de la matinée et en fin d'après-midi, pour rechercher des paquets d'oeufs. Tous les oeufs trouvés peuvent être laissés dans la blessure ou prélevés pour être envoyés au laboratoire afin d'y être mis en incubation et élevés. Dans les deux cas, on note l'aptitude de développement des oeufs en larves pour déterminer la fertilité des femelles sauvages. Le rapport masses

d'oeufs stériles/masses d'oeufs féconds donne une indication exacte quant à l'efficacité des mâles stériles au point de vue de la concurrence qu'ils livrent aux insectes sauvages.

Si on laisse les oeufs se développer sur l'animal blessé, il faut les enlever au deuxième stade larvaire, au bout de deux jours environ, pour identification. Après le prélèvement d'un nombre suffisant de larves (12 au moins), on peut tuer les larves restant dans la blessure en introduisant dans celle-ci un tampon d'ouate imbibé de chloroforme. Il faut administrer tous les jours un antibiotique à l'animal sentinelle en vue d'éviter les infections secondaires.

Il faudrait tenir un registre quotidien indiquant l'emplacement exact du groupe d'animaux sentinelles, son numéro de référence, le nombre de masses d'oeufs stériles et féconds observé et les conditions climatiques (température, pluviométrie et direction du vent).

Si les lâchers d'insectes stériles réussissent, il y aura une augmentation progressive de la proportion d'oeufs stériles observée, jusqu'à obtention de la stérilité complète.

4.4 ENQUETES SUR LES MOUCHES ADULTES

Comme il est relativement facile de détecter des larves de lucilie bouchère sur des animaux, on ne procède généralement pas à des enquêtes sur les mouches adultes lorsqu'on souhaite déterminer la distribution et l'incidence de la maladie. Comme pour la détection des masses d'oeufs, ces enquêtes sont toutefois utiles lorsqu'on veut évaluer la progression de l'éradication obtenue grâce à la technique de l'insecte stérile et estimer la densité de la population de mouches stériles et de mouches sauvages.

4.4.1 Pièges

Deux modèles de pièges à mouches adultes mis au point et modifiés, actuellement utilisés par le programme conjoint Mexique-Etats-Unis d'éradication de la lucilie bouchère, se sont avérés être les plus efficaces. Ils sont décrits plus loin. Ils sont tous deux fondés sur le renforcement de l'attraction par l'adjonction d'un appât olfactif, dégageant une odeur de chair putréfiée, qui attire particulièrement les femelles gravides. Un certain nombre de mâles sont aussi capturés car ils sont attirés par cette odeur en raison de leur instinct d'accouplement.

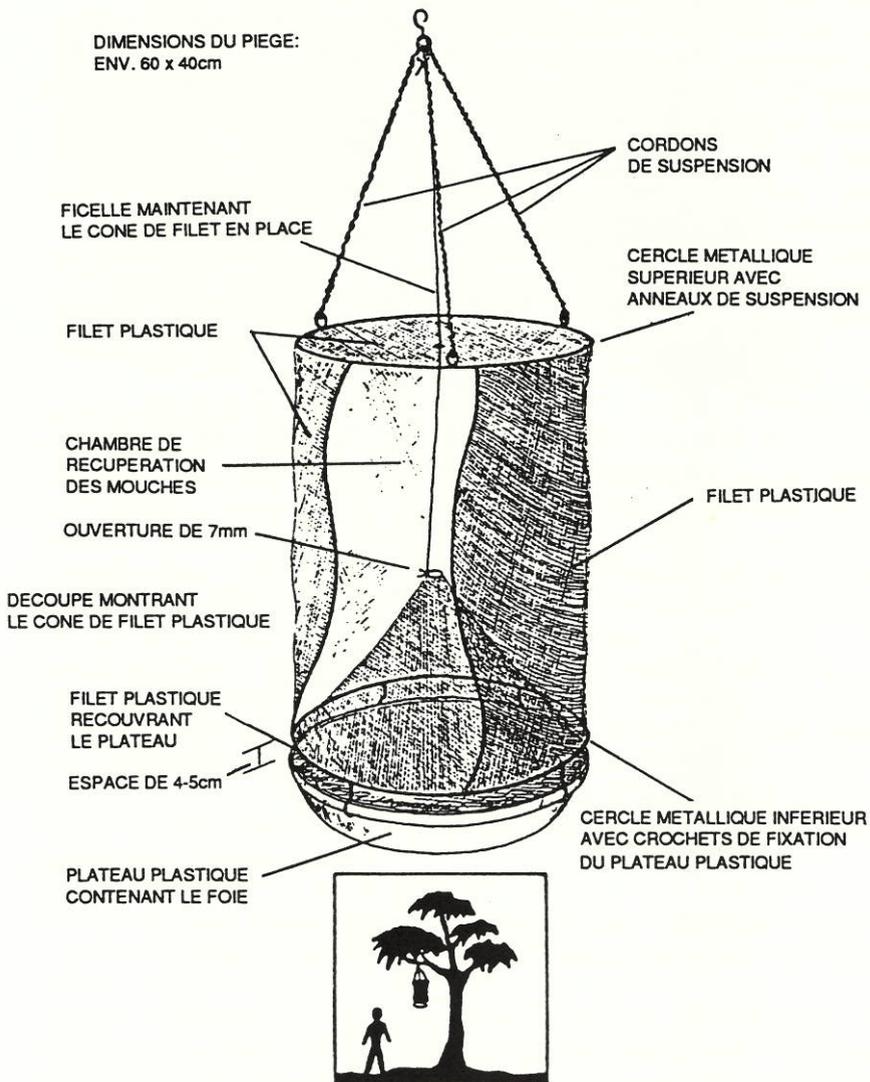
a) Le piège mitral (modifié)

On appâte le piège à l'aide de 500 g de foie de bovin cru coupé en petits morceaux, que l'on place dans un volume égal d'eau et qu'on laisse se décomposer pendant une semaine à l'abri des mouches. On met ensuite le foie sur le plateau de matière plastique du piège et on ajoute de l'eau si nécessaire. Le foie doit être remplacé chaque semaine. Les pièges nouveaux sont de plus en plus efficaces, leur action étant à son maximum au bout de deux semaines environ.

Pour manipuler les mouches prises au piège, procéder comme suit:

- les inspecter et vider les pièges chaque jour. Les réparer si nécessaire sans tarder;
- ôter le plateau de matière plastique et placer la partie supérieure du piège, contenant les mouches, dans un sac en plastique contenant un tampon d'ouate imbibé d'acétate d'éthyle ou de chloroforme;

- vider les mouches prises au piège dans le sac de matière plastique en veillant à ce qu'aucune ne s'échappe;
- une fois les mouches immobilisées par le produit chimique, les placer dans un sac en papier, ou dans tout autre récipient approprié, en inscrivant la date, l'endroit et le numéro du piège. Fermer le récipient;
- envoyer pour identification dès que possible, et s'il faut attendre, conserver les spécimens au réfrigérateur.



b) Piège orienté par le vent

Dans le cadre de la campagne Etats-Unis/Mexique, après des recherches approfondies sur le terrain, on a préféré ce piège au piège mitral, essentiellement pour deux raisons. Il a une action plus sélective, éliminant ainsi le prélèvement d'un grand nombre d'autres espèces, et est aussi plus efficace. Cependant, il utilise un appât olfactif synthétique certes plus pratique à manipuler que le foie cru, mais dont la préparation nécessite différents composés chimiques.

L'appât, couramment connu sous le nom de Swormlure 4 (SL-4), est plus spécifique à la lucilie bouchère que le foie et attire moins les autres espèces de mouches à viande. La composition chimique du SL-4 est la suivante:

<u>Ingrédients du</u> <u>Swormlure -4</u>	<u>% (Volume)</u>	<u>Quantité par litre</u>
ALCOOL SEC-BUTYLIQUE	18,7	187 ml
ALCOOL JSO-BUTYLIQUE	18,7	187 ml
BISULFURE DE DIMETHYLE	18,7	187 ml
ACIDE ACETIQUE	18,7	187 ml
ACIDE BUTYRIQUE	6,2	62 ml
ACIDE VALERIQUE	6,2	62 ml
PHENOL	5,0	50 ml
P-CRESOL	5,0	50 ml
ACIDE BENZOIQUE	1,2	12 g
INDOLE	1,2	12 g

Pour le préparer, mélanger les ingrédients dans un récipient à fermeture hermétique.

Peser d'abord les ingrédients solides, l'acide benzoïque et l'indole, et les verser dans le récipient.

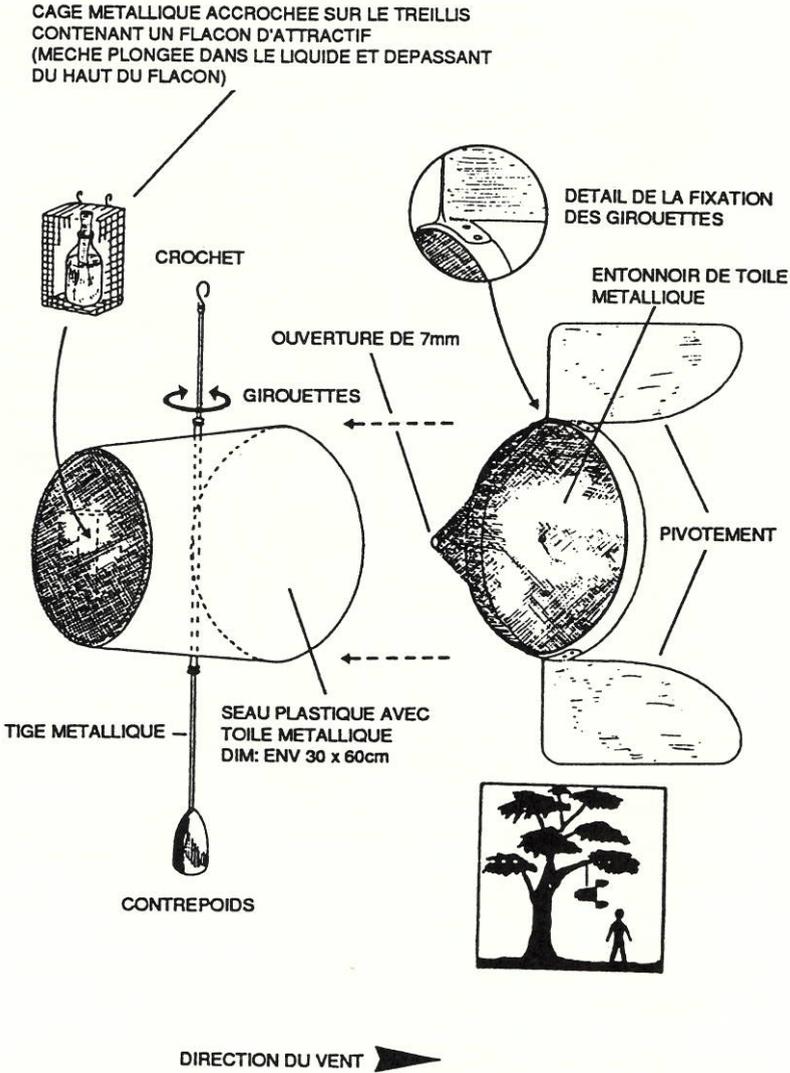


Fig. 33 Piège orienté par le vent.

Puis mesurer et ajouter les ingrédients liquides, dans n'importe quel ordre, mais en veillant à ajouter le BISULFURE DE DIMETHYLE en dernier.

Fermer le récipient après l'adjonction de chaque produit chimique et agiter doucement pour mélanger.

Conserver au réfrigérateur et laisser le mélange se réchauffer à température ambiante avant de l'utiliser.

Ce mélange se conserve un mois au maximum.

La plupart des ingrédients utilisés, et le mélange lui-même, sont caustiques. Il faut donc le manipuler et le préparer avec précaution. Ne pas utiliser de récipients métalliques et protéger les yeux et la peau. L'odeur forte et désagréable pénètre tous les matériaux, y compris les tissus, et persiste pendant des semaines.

On place l'attractif Swormlure-4 dans deux flacons en verre débouchés de 40 ml chacun, à l'avant du piège (Fig. 33). On met dans les flacons une mèche formée d'un cylindre de toile métallique rempli de matériau absorbant, par exemple de l'ouate, enfoncé dans le col de la bouteille et on veille à ce que son extrémité inférieure soit toujours en contact avec le liquide. Le piège suit la direction du vent grâce aux girouettes. On place un entonnoir de toile métallique fine, percé d'une ouverture de 0,8 cm pour permettre l'entrée des mouches, dans le cône de toile métallique situé à l'extrémité du seau de matière plastique. Les mouches situées au vent sont attirées par l'odeur, se dirigent vers le piège et finissent par y entrer. Une fois capturées, elles peuvent survivre quelques heures à quelques jours, selon les conditions météorologiques. L'efficacité du piège est à son maximum lorsque l'humidité est faible, de sorte que l'attractif s'évapore davantage.

Les pièges doivent être inspectés chaque jour, réparés et réapprovisionnés si nécessaire, et les mouches doivent être enlevées, de préférence le matin.

La technique utilisée pour vider le piège et enregistrer les captures est essentiellement la même que pour le piège mitral.

Le piège doit être lavé aussi souvent que nécessaire à l'eau claire, et les savons, détergents et autres solvants sont à proscrire.

Les mèches à jeter doivent être brûlées, cela afin d'éviter qu'il y ait plusieurs sources d'odeur concurrentes.

Les pièges doivent être placés à des endroits où les conditions sont favorables à la présence de lucilies bouchères, comme l'indique l'incidence des myïases. Il doivent être suspendus à environ 1,60 m au-dessus du sol et si possible protégés des vents forts et des grosses pluies, et installés de telle manière qu'aucun obstacle du voisinage ne puisse gêner la diffusion de l'odeur.

Si aucune mouche n'est capturée pendant quatre jours, les pièges doivent être déplacés. Il faut consigner par écrit tous les détails des captures, notamment la date, l'emplacement exact, le nombre de mouches capturées (mâles et femelles) et, si la pose de pièges fait partie d'une campagne utilisant la TIS, préciser s'il s'agit de mouches sauvages ou stériles, et indiquer la température, la pluviométrie et la direction du vent. L'absence de captures doit aussi être consignée par écrit, car elle aide à déterminer la densité de distribution des mouches.

CHAPITRE 5

CONSIDERATIONS ECONOMIQUES

5.1 ECONOMIE

Lorsqu'on estime les incidences économiques de l'infestation du bétail par la lucilie bouchère, il faut utiliser les informations fournies par les zones endémiques des Amériques.

Avant l'éradication aux Etats-Unis, les coûts économiques de cette infestation pour l'élevage, - pertes de production - dépassaient 140 millions de dollars E.-U. par an, dans les conditions de 1958, et la migration saisonnière de l'insecte vers le nord, pendant les mois d'été, propageait la maladie sur près de 3 millions de km².

Dans les îles des Caraïbes, les coûts annuels estimatifs de la surveillance et des soins allaient de 4,82 à 10,71 dollars E.-U. par animal. Au niveau national, ces pertes s'élevaient à 0,30 million de dollars au Suriname, 1,02 million de dollars à la Trinité-et-Tobago, 4,33 millions de dollars au Guyana et 3 millions de dollars à la Jamaïque. A l'exception de la Jamaïque, ces estimations ne prennent pas en compte les pertes de productivité (gain de poids réduit, faible production de lait et endommagement des peaux) qui sont considérables. Il n'est pas non plus tenu compte de la faune, qui probablement subit des pertes encore plus importantes, puisqu'elle n'est pas soignée par l'homme.

En Australie, les pertes annuelles prévues, en supposant l'introduction et l'installation dans tout le pays de C. bezziana, fondées sur l'hivernage estimatif et les parcours d'été, seraient de l'ordre de 55 à 65 millions de dollars E.-U. Ces chiffres

ont été calculés dans l'hypothèse du seul traitement des blessures le cas échéant, et ne prennent pas en compte les mesures destinées à restreindre l'aire de distribution de la mouche.

En Papouasie-Nouvelle-Guinée, l'étude de 600 bovins a permis d'établir un taux annuel d'infestation par C. bezziana de 82 pour cent, tandis que dans une propriété voisine, quelque 30 pour cent de la population de veaux nouveau-nés mourait chaque année d'infestation de l'ombilic non cicatrisé.

En Malaisie, un groupe de 3 200 bovins a eu un taux d'infestation annuel, par C. bezziana, de plus de 90 pour cent, 15 000 traitements individuels étant enregistrés chaque année, ce qui montre que certains animaux étaient infestés plusieurs fois.

Ces exemples montrent bien que l'introduction de la lucilie bouchère dans les pays où le bétail, la faune ou les deux jouent un rôle économique important, provoquerait des pertes considérables.

Le coût d'entretien d'animaux exposés en permanence au risque d'infestation est estimé à 5,50 dollars E.-U. par animal et par an. Ce chiffre tient compte de l'inspection de chaque animal deux à trois fois par semaine, du traitement des blessures à l'insecticide, pour prévenir les infestations et les soigner. Le coût de l'insecticide s'élève, d'après les calculs, à 1,50 dollar E.-U. par animal et par an et est inclus dans le total ci-dessus.

Comme il a été dit précédemment dans le présent manuel, les dépenses de prévention et de traitement sont renouvelables tant que la maladie existe. Il est donc évident, d'après les chiffres cités plus haut, que même si elles sont très onéreuses, les techniques d'éradication seraient justifiées, à condition que l'objectif visé soit garanti pendant une période suffisamment longue.

Dans le programme américain, auquel participait le Mexique, l'application de la technique de l'insecte stérile a permis de parvenir à l'éradication, à un coût annuel estimatif de 50 millions de dollars E.-U.

Lorsqu'on envisage l'exécution d'une vaste campagne, il est nécessaire, pour justifier les coûts économiques, de prendre en compte la distribution totale des mouches, que l'infestation touche un seul ou plusieurs pays. Si cette opération n'est pas poursuivie jusqu'à des barrières naturelles, le danger de réinvasion rendra nécessaire l'engagement de dépenses annuelles relativement élevées pour le maintien d'une barrière de protection, dont l'efficacité ne peut être garantie. Dans ces situations, l'extension de l'éradication jusqu'aux limites de distribution serait plus économique, même si de grandes parties de la zone de distribution ne se prêtaient pas aux activités économiques fondées sur la faune ou l'élevage, mais étaient simplement traitées pour protéger les zones de production débarrassées de l'infestation.

Après l'éradication, en 1984 de C. hominivorax de 90 pour cent du territoire de la République du Mexique, une étude a été menée pour évaluer les avantages et les incidences économiques de l'éradication de la lucilie bouchère. Les avantages annuels pour le Mexique ont été estimés à 130 millions de dollars E.-U., chaque dollar investi rapportant 2 à 4,5 dollars nets. Cet avantage a été principalement obtenu par un abaissement des coûts de production pour les éleveurs (achat de médicaments et d'insecticides, apport de travail nécessaire pour le contrôle des déplacements des animaux, l'inspection et le traitement, services et matériel vétérinaires). C'est surtout l'élevage porcin qui a bénéficié du plus grand avantage par animal, mais globalement, les éleveurs de bovins ont retiré l'avantage financier le plus important, étant donné les effectifs nombreux de bovins concernés.

Les avantages et obstacles économiques, dans tout nouveau foyer, seront fonction de la situation locale. Le calcul de ces avantages et obstacles doit prendre en compte non seulement les effets directs sur l'élevage local, mais aussi les effets sur la faune, les conséquences sociologiques et les incidences de la propagation de la maladie jusqu'aux nouvelles limites potentielles d'infestation. Comme dans les exemples donnés plus haut, il est certain qu'au point de vue économique, l'objectif final de l'éradication sera toujours très fortement justifié.

REMERCIEMENTS

Nous remercions les auteurs suivants des diverses figures reproduites dans les texte:

Fig. 15; Laake, E.W et al (1936)

Fig. 16, 17, 18, 20, 22, 23 et 25; Smith,
K.G.V. (1986)

Fig. 23; Zumpt, F. (1965) et

Fig. 19; Ferrar, P. (1987).

BIBLIOGRAPHIE

Cette liste d'ouvrages spécialisés et d'articles scientifiques devrait permettre à ceux qui le désirent d'approfondir leurs connaissances de certains aspects de la biologie de la lucilie bouchère et de la lutte contre ce parasite mentionnés dans le présent manuel.

- Ahrens, E.H., Gladney, W.J., McWhorter, G.M. et Deer, J.A. (1977). Prevention of screwworm infestation in cattle by controlling Gulf Coast ticks with slow release insecticide devices. *Journal of Economic Entomology*, 70, 581-585.
- Baumgartner, D.L. (1988). Review of myiasis (Insecta: Diptera: Calliphoridae, Sarcophagidae) of nearctic Wildlife. *Wildlife Rehabilitation*, 7, 3-46.
- Baumhover, A.H. (1966). Eradication of screwworm fly. *Journal of the American Medical Association*. U.S.A. 1962: 240-48.
- Baumhover, A.H., Graham, A.L., Bitter, B.A., Hopkins, D.E., New W.D., Dudley, F.H., et Bushland, R.C. (1955). Screwworm control - through release of sterilized flies. *Journal of Economic Entomology*, 48, 462-66.
- Blood, D.C., et Henderson, J.A. (1979). *Medicina Veterinaria*. Cuarta Edición, Editorial Interamericana, 693-99.
- Brody, L.A. (1939). Natural Foods of Cochliomyia hominivorax, True Screwworm; *Journal of Economic Entomology*, 32, 346-47.
- Bushland, B.C. (1960). Insect eradication by release of sterilized males. *Research Entomology*, 1-24.

- Bushland, R.C. (1974). Screwworm eradication programme. *Science*.
- Chermette, R. (1989). A case of canine otitis due to screwworm, Cochliomyia hominivorax, in France. *The Veterinary Record*, 124, 641.
- Coquerel, C. (1858). Note sur les larves appartenant à une espèce nouvelle de diptère (Lucilia hominivorax). *Annales de la Société Entomologique de France*, 27, 171-176.
- Comisión México-Americana para la Erradicación del Gusano Barrenador del Ganado. (1980). Manual de laboratorio de diagnóstico No. 4. Biblioteca de la Comisión México-Americana para la Erradicación del Gusano Barrenador del Ganado.
- Comisión México-Americana para la Erradicación del Gusano Barrenador del Ganado, Programa para la Erradicación del Gusano Barrenador del Ganado Cochliomyia hominivorax, Coquerel, de la República de Guatemala, C.A. (1987). Subdirección de operaciones de campo.
- Cushing, E.C. et Hall, D.G. (1973). Some morphological differences between the screwworm fly Cochliomyia americana C. & P. and other closely allied or similar species in North America (Diptera: Calliphoridae). *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 37, 195-200.
- Davis, R.B., Pratt, R.W., Lopez, E. et Turner, J.P. (1967). Oviposition by screwworm flies in infested Mexican burros. *Journal of Economic Entomology*, 60, 690-691.
- Dear, J.P. (1985). A revision of the New World Chrysomyini (Diptera: Calliphoridae). *Revista Brasileira de Zoologia*, 3, 109-169.

- Deonier, C.C. (1942). Seasonal abundance and distribution of certain blowflies in Southern Arizona and their economic importance. *Journal of Economic Entomology*, 35, 65-70.
- Dove, W.E. (1937). Myiasis of man. *Journal of Economic Entomology*, 30, 29-39.
- Drummond, R.O., Ernest, S.E., Trevino, J.L., Graham, O.H. Control of Larvae of the screwworm in cattle with insecticidal sprays.
- El-Azazy, O.M.E. (1989). Wound myiasis caused by Cochliomyia hominivorax in Libya. *The Veterinary Record*, 124, 103.
- Entomology Research Division, Agr. Res. Serv. USDS, Kenville, Texas. *Journal of Economic Entomology*, Col. 60. Numéro 1, pp. 199-200, Février 1967.
- Erzinclioglu, Y.Z. (1985). Immature stages of British Calliphora and Cynomya, with a re-evaluation of the taxonomic characters of larval Calliphoridae (Diptera). *Journal of Natural History*, 19, 69-96.
- Erzinclioglu, Y.Z. (1987). The larvae of some blowflies of medical and veterinary importance. *Medical and Veterinary Entomology*, 1, 121-125.
- Ferrar, P. (1987). A guide to the breeding habits and immature stages of Diptera: Cyclorrhapha. Partie 1 (texte) et Partie 2 (figures), 907 pp. Entomonograph 8, Editor L. Lyneborg, E.J. Brill/Scandinavian Science Press, Leyde, Copenhagen.
- Gabaj, M.M. et Beesley, W.N. (1989). American screwworm fly in Libya. *The Veterinary Record*, 124, 152.

- Gabaj, M.M., Awan, M.A.Q., Wyatt, N.P., Pont, A.C., Gusbi, A.M. et Benhaj, K.M. (1989). The screwworm fly in Libya - a threat to the livestock industry of the Old World. *The Veterinary Record*, 125, sous presse.
- Gagné, R.J. (1981). *Chrysomya* Spp., Old World blow flies (Diptera: Calliphoridae) recently established in the Americas. *Bulletin of the Entomological Society of America*, 27, 21-22.
- Gaines, W.E. (1951). Toxicity of some organic insecticides to screwworm larvae. USDA, Agr. Res. Adm. Bureau of Entomology and Plant Quarantine. *Journal of Economic Entomology*, 44, (2), 1254.
- Graham, O.H. (sous la direction de). Symposium on eradication of the screwworm from the United States and Mexico. *Miscellaneous Publications of the Entomological Society of America*, 62, 1-68.
- Graham, O.H. (1979). The chemical control of screwworms: A review. Insect Laboratory, Agricultural Research Science and Educational Administration, USDA, Kerville, Texas 78028. *The Southwestern Entomologist*, Vol. 4, No. 4.
- Guillot, F.S., Brown, H.E. et Broce, A.B. (1978). Behaviour of sexually active male screwworm flies. *Annals of the Entomological Society of America*, 71, 199-201.
- Hightower, B.G. (1963). Nocturnal Resting Places of the screwworm fly. *Journal of Economic Entomology*, 56, 408-500.
- Hightower, B.G., Adams, A.L. et Alley, D.A. (1965). Dispersal of released irradiated laboratory-reared screwworm flies. *Journal of Economic Entomology*, 58, 373-374.

- Hightower, B.G. et Adams, L.A. (1969). Dispersal and local distribution of laboratory reared sterile screwworm released in winter. *Journal of Economic Entomology*, 62, 259-261.
- Hightower, B.G. et Dawkins, CC. (1969). Use of genetically marked strain to evaluate of retention of marking dyes by released screwworm flies. *Journal of Economic Entomology*, 62, 960-967.
- Hightower, B.G. et García J.J. (1972). Longevity and sexual activity of newly eclosed irradiated screwworm flies held at immobilizing low temperatures. *Journal of Economic Entomology*, 65, 877-878.
- Hutura; Marek; Menninger; Mocsy. (1968). *Patología y terapéutica especiales de los animales domésticos. Segunda Edición. tomo 2. Editorial Interamericana*, 1001-1003.
- James, M.T. (1947). The flies that cause myiasis in man. United States Department of Agriculture Miscellaneous Publication No. 631, 175 pp.
- Jenkins, J.E., Davies, E.E., Jones, L.L., Lancewell, D.R. (1985). Evaluation of the Mexican American Screwworm Eradication Programme in Mexico. Texas Agricultural Extension Service, The Texas A & M University System, vol. I.
- Jones, M.C., Delbert, D.O. et al. (1976). A chemical attractant for screwworm flies. *Journal of Economic Entomology*, 69, 389-391.
- Kettle, D.S. (1984). *Medical and Veterinary Entomology*. 658 pp. Cross Helm, Londres et Sydney.
- Kilgore, W.W., et Douth, L.R. (1967). *Pest control: biological, physical and selected chemical methods*. Academic Press, Inc., Londres et New York. 148-192.

- Knipling, E.F. (1939). A key for blowfly larvae concerned in wound and cutaneous myiasis. *Annals of the Entomological Society of America*, 32, 376-382.
- Knipling, E.F. et Rainwater, H.T. (1973). Species and incidence of Dipterous larvae concerned in wound myiasis. *Journal of Parasitology*, 23, 451-455.
- Knipling, G.E. (1960). The eradication of the screwworm fly. *Scientific American*, 203, 54-61.
- Laake, E.W., Cushing, E.C. et Parish, H.E. (1936). Biology of the primary screwworm fly, Cochliomyia americana, and a comparison of its stages with those of C. macellaria. United States Department of Agriculture, technical Bulletin, No. 500, 24 pp.
- Liu, D. et Greenberg, B. (1989). Immature stages of some flies of forensic importance. *Annals of the Entomological Society of America*, 82, 80-93.
- Mackley, J.W. et Long, G.L. (1983). Behaviour of sterile adult screwworms (Diptera: Calliphoridae) on flowering trees and shrubs. *Annals of the Entomological Society of America*, 76, 839-843.
- Mackley, J.W. et Brown H.E. (1984). "Swormlure-4: New Formulation of the swormlure-2 mixture as an attractant for adult screwworms, Cochliomyia hominivorax (Diptera: Calliphoridae). *Journal of Economic Entomology*, vol. 77, No. 5.
- Office international des épizooties. (1988). Modalités de déclaration immédiate et d'établissement des rapports mensuels destinés à l'Office international des épizooties. 12, rue de Prony, 75017 Paris (France).

- Parish, H.E. (1937). Flight test on screwworm flies. *Journal of Economic Entomology*, 3, 740-743.
- Parman, C.D. (1941). Ranch management for screwworm prevention and eradication in Texas and adjoining states. USDA. 520, 424-434.
- Parman, D.C. (1945). Effect of weather on Cochliomyia americana and a review of methods and economic applications of the study. *Journal of Economic Entomology*, 38, 66-76.
- Rawlins, S.C. et Mansingh, A. (1987). A review of ticks and screwworms affecting livestock in the Caribbean. *Insect Science and its Application*, 8, 259-267.
- Scruggs, C.G. (1975). The peaceful atom and the deadly fly. 311 pp. Jenkins Publishing Co., The Pemberton Press, Austin, Texas.
- Sherman, R.A. et Pechter, E.A. (1988). Maggot therapy: a review of the therapeutic applications of fly larvae in human medicine, especially for treating osteomyelitis. *Medical and Veterinary Entomology*, 2, 225-230.
- Smith, D.R. et Clevenger, R.R. (1986). Nosocomial nasal myiasis. *Archives of Pathology and Laboratory Medicine*, 110, 439-440.
- Smith, N.C. (1966). Insect Colonization and Mass Production. Academic Press, New York et Londres 1-618.
- Smith, K.G.V. (Sous la direction de) (1973). Insects and other arthropods of medical importance. 561 pp. British Museum (Natural History), Londres.
- Smith, K.G.V. (1986). A manual of forensic entomology. 205 pp. British Museum (Natural History), Londres.

- Snow, J.W., Siebenaler, A.J. et Newell, F.G. (1981). Annotated bibliography of the screwworm, Cochliomyia hominivorax (Coquerel). United States Department of Agriculture Science and Education Administration Agricultural Reviews and Manuals, Southern Series No. 14, 32 pp.
- Snow, J.W., Coppedge, J.R., et Brown, H.E. (1982). "Swormlure: Development and use in detection and suppression systems for adult screwworm (Diptera: Calliphoridae). Bulletin of the Entomological Society of America, vol. 28, No. 3.
- Sutherst, R.W., Spradbery, J.P. et Maywald, G.F. (1989). The potential geographical distribution of the Old World screw-worm fly, Chrysomya bezziana. Medical and Veterinary Entomology, 3, 273-280.
- Theirman, B.A. (1972). Efectos ambientales en los diferentes estadios del gusano barrenador del ganado Cochliomyia hominivorax (Coquerel). CONTRACYNAS, 9, 12299. 1-8.
- Thomas, D.B. et Mangan, R.L. (1989). Oviposition and wound-visiting behaviour of the screwworm fly, Cochliomyia hominivorax (Diptera: Calliphoridae). Annals of the Entomological Society of America, 82, 526-534.
- Travis, B.V., Knipling, E.F. et Brody, A.L. (1940). Lateral migration and depth of pupation of the larvae of the primary screwworm Cochliomyia americana C. and P. Journal of Economic Entomology, 33, 847-850.
- Zumpt, F. (1965). Myiasis in man and animals in the Old World. 267 pp. Butterworths, Londres.

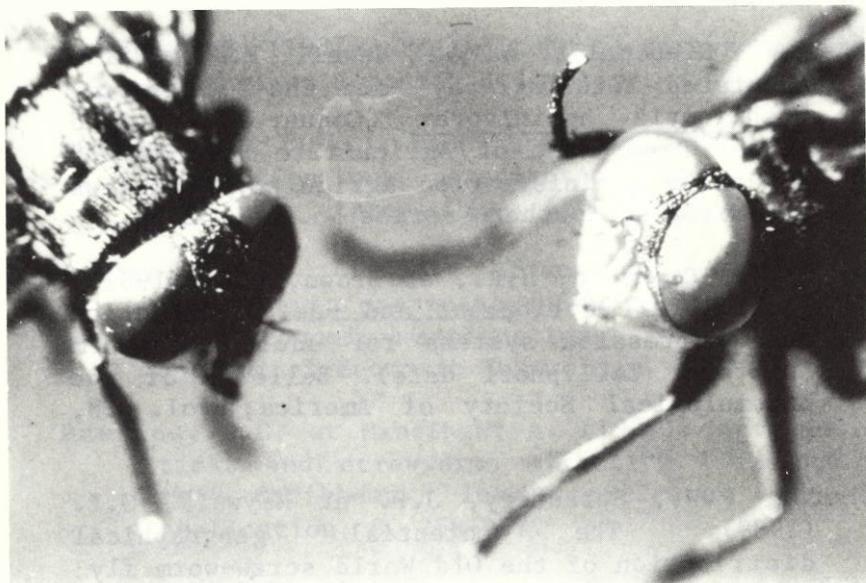


Photo 1 C. hominovorax: mouches adultes. Remarquer la largeur de la bande frontale de la femelle (à gauche) et l'étroitesse de celle du mâle (à droite).



Photo 2 Utilisation de moutons sentinelles pour la surveillance. On distingue la blessure infligée délibérément à la patte postérieure de l'animal situé au premier plan.



Photo 3 Blessure typique à myiase située dans l'oreille d'un animal.

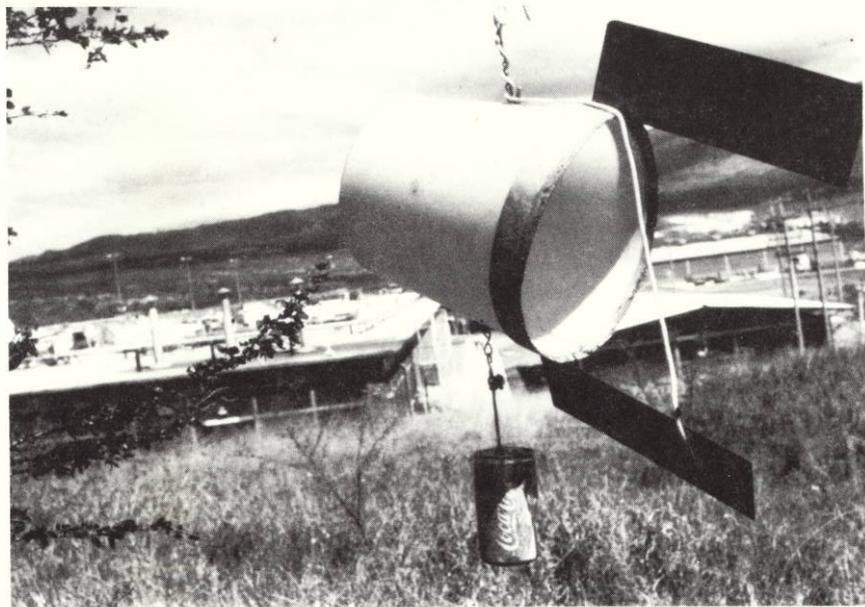


Photo 4 Piège orienté par le vent, mis en place.



