



DIRECTION GÉNÉRALE DES PRODUITS DE SANTÉ ET DES ALIMENTS

OTTAWA

CARACTÉRISATION DES MATIÈRES ÉTRANGÈRES PRÉSENTES DANS LA PÂTE DE FIGUES

**Division de l'évaluation, Bureau des dangers microbiens
Direction des aliments, repère postale: 2204A1
Santé Canada, Ottawa (Ont.), K1A 0L2**

1. APPLICATION

La présente méthode s'applique à l'échantillonnage et à l'examen de la pâte de figues pour la détection des insectes, des acariens et des autres matières étrangères en vue de la vérification de la conformité de cet aliment aux articles 4, 5 et 7 de la Loi sur les aliments et drogues. Cette version remplace la méthode ExFHPB-6 datée d'avril 1996.

2. DÉFINITION DES TERMES

Un lot est une quantité (volume, poids, etc.) d'aliment produite, entreposée et (ou) transportée dans les conditions le plus uniformes possible et ne comportant pas plus d'une variété, qualité ou type de produit, lequel provient d'une source identifiable unique.

3. COLLECTE DES ÉCHANTILLONS

- 3.1 Examiner le lot au complet pour déterminer s'il est infesté par des organismes vivants. Le cas échéant, soumettre le lot à une fumigation, ou à un autre traitement aussi efficace, avant de procéder à l'échantillonnage.
- 3.2 En utilisant l'équipement d'échantillonnage et les contenants appropriés, prélever au hasard dans le lot huit unités d'échantillonnage d'au moins 200 g chacune. Un échantillon réunit huit unités d'échantillonnage.
- 3.3 Identifier les unités d'échantillonnage par un numéro (1, 2, 3, etc.) et les conserver séparément. Noter la taille du lot, le pays d'origine, l'exportateur, l'importateur et les renseignements identifiant le produit; cette information accompagne l'échantillon.

4. MATÉRIEL ET ÉQUIPEMENT SPÉCIAL

- 1) Balance
- 2) Fioles collectrices Wildman de 2 L (AOAC 945.75B (4))
- 3) Eau filtrée ou distillée

- 4) Agitateur magnétique chauffant
- 5) Barre magnétique d'agitateur (modèle de 1 x 5 cm recommandé)
- 6) Kérosène désodorisé
- 7) Bêchers (formats de 0,4 - 1,0 L recommandés)
- 8) Grand entonnoir (\approx 15,0 cm de diamètre supérieur)
- 9) Tamis U.S. standard No. 20, No. 140 et No. 230
- 10) Flacons laveurs
- 11) Appareil de filtration sous vide. Utiliser un entonnoir Hirsch ou Buchner. Dans les deux cas, choisir un papier filtre (S&S No. 8 ligné) plus grand que la plaque de filtration pour former une coupe dans l'entonnoir. Humecter le papier filtre et vérifier si le vide est suffisant avant de commencer la filtration.
- 12) Agent de clarification. Un mélange glycérol-alcool (95%) 1:1 est recommandé.
- 13) Boîtes de Pétri.
- 14) Alcool. Utiliser de l'éthanol à 95% ou de l'isopropanol à 99%.
- 15) Microscope stéréoscopique (10-70 X)
- 16) Solution d'EDTA tétrasodique à 10%
- 17) Papier indicateur de pH à gamme étendue

5. MARCHE À SUIVRE

Procéder à l'examen en suivant les instructions présentées ci-après.

5.1 Unité d'analyse

- 5.1.1 Prélever au hasard des portions de pâte de figes dans une unité d'échantillonnage de façon à obtenir en tout 100 g. Ces 100 g constituent une unité d'analyse.
- 5.1.2 Reprendre l'étape 5.1.1 pour chacune des sept autres unités d'échantillonnage.

5.2 Isolement : matières étrangères légères

- 5.2.1 Déposer une unité d'analyse de 100 g de pâte de figes dans une fiole collectrice de 2 L en ne brisant la masse de pâte que pour l'introduire dans la fiole.
- 5.2.2 Diluer avec de l'eau chaude jusqu'à 900 ml. Porter à ébullition et laisser bouillir \geq 20 min en remuant de temps en temps, jusqu'à ce que tous les grumeaux se soient défaits.
- 5.2.3 Laisser le mélange refroidir jusqu'à 20-25°C sans le remuer.
- 5.2.4 Ajouter 50 ml de kérosène et une barre magnétique.
- 5.2.5 Augmenter lentement la vitesse de l'agitateur jusqu'à l'agitation la plus élevée où aucune éclaboussure n'est visible, ni audible, et où le mélange de forme pas d'émulsion permanente. Toutes les matières doivent être en suspension et la barre d'agitation doit être partiellement visible au fond du mélangeur. Agiter pendant 5 minutes.

- 5.2.6 Faire couler lentement de l'eau désaérée sur la tige de la fiole tout en remontant l'obturateur pour que sa face supérieure soit juste au-dessus de la couche de kérosène. Lorsque l'obturateur est presque complètement remonté, le submerger, en continuant d'ajouter de l'eau; le bas de la couche de kérosène doit se trouver à peu près à 1 cm au-dessus de l'obturateur lorsque celui-ci est complètement remonté.
- 5.2.7 Faire tourner l'obturateur dans la partie inférieure de la fiole, de façon à mettre en suspension les matières qui se sont déposées.
- 5.2.8 Laisser le mélange reposer pendant 30 minutes; durant les 20 premières minutes, agiter la couche inférieure temps en temps.
- 5.2.9 Pour faire tomber les matières qui ont pu se déposer sur le dessus l'obturateur, tourner lentement la tige tout en la remontant doucement jusqu'à la hauteur maximum; maintenir dans cette position et, avec de l'eau, rincer la tige et le col de la fiole. Maintenir l'obturateur à la hauteur maximale et verser dans un bécher le liquide contenu dans le col.
- 5.2.10 Rincer à l'eau la tige et le col pour récupérer les matières qui y adhèrent; recueillir l'eau de rinçage dans le bécher.
- 5.2.11 Abaisser lentement la tige et, surtout si l'obturateur est coincé dans le col de la fiole, prendre garde aux secousses qui pourraient provoquer des éclaboussures et, ainsi, des pertes de liquide.
- 5.2.12 Si les graines ou les autres matières végétales recueillies abondent au point de nuire à l'examen du papier filtre, tamiser les matières en deux portions :
 - 1) matières traversant un tamis No. 20
 - 2) matières retenues sur un tamis No. 20

Verser les matières sur 2 tamis superposés, en disposant un tamis No. 20 en haut et un tamis No. 230 en bas. Rincer au jet d'eau jusqu'à ce que toutes les particules de faible granulométrie aient traversé le tamis du haut. En rinçant au flacon laveur, verser le contenu du tamis No. 20 dans un grand entonnoir posé sur un bécher; rincer le tamis trois fois pour récupérer toutes les matières. Rincer également l'entonnoir pour déloger toutes les particules qui adhèrent aux parois et recueillir l'eau de rinçage dans le bécher. Verser le contenu du tamis No. 230 dans un autre bécher en rinçant, comme pour le tamis No. 20.

- 5.2.13 En rinçant à l'eau, transvaser quantitativement le contenu de chaque bécher dans un papier filtre ligné disposé en forme de coupe, tout en filtrant sous vide. Déposer chaque papier dans une boîte de Pétri et humecter avec 1-2 ml d'agent de clarification. Utiliser autant de filtres que le nécessite la quantité de matières recueillie.
- 5.2.14 Ajouter 35 ml de kérosène dans la fiole collectrice.
- 5.2.15 Agiter manuellement pendant 1 minute en imprimant un vigoureux mouvement de rotation et de va-et-vient de bas en haut pour que le kérosène se disperse dans tout le mélange. Ajouter de l'eau de façon que l'interface se trouve à 1 cm au-dessus de l'obturateur lorsque celui-ci est complètement remonté.
- 5.2.16 Laisser le mélange reposer pendant 30 minutes; durant les 20 premières minutes, agiter la couche du fond de temps en temps.
- 5.2.17 Faire tourner la tige et la remonter à la hauteur maximale comme précédemment, puis rincer à l'eau la tige et le col de la fiole.
- 5.2.18 Verser dans un bécher le contenu du col, en rinçant à l'eau, puis à l'alcool.
- 5.2.19 Si les graines ou les autres matières végétales recueillies abondent au point de nuire à l'examen

du papier filtre, tamiser les matières en deux portions, comme à l'étape 5.2.12.

5.2.20 En rinçant à l'eau et à l'alcool, transvaser quantitativement le contenu de chaque bécher dans un papier filtre ligné disposé en forme de coupe, comme à l'étape 5.2.13.

5.2.21 Reprendre l'opération d'isolement pour les sept autres unités d'analyse.

5.3 Isolement : matières étrangères lourdes

5.3.1 L'isolement des matières étrangères légères ne permet de récupérer que les petites larves de diptères ou les fragments de larves; les grosses larves de diptères entières ne sont récupérées qu'à l'isolement des matières étrangères lourdes. Si l'on soupçonne que les larves de diptères entières sont abondantes, il faut examiner les matières étrangères lourdes de la pâte de figes qui restent après l'isolement des matières légères.

5.3.2 Vider la fiole collectrice sur un tamis No. 140. Mouiller le tamis à l'eau chaude du robinet pour éliminer le plus de kérosène possible.

5.3.3 Transvaser les matières du tamis dans un bécher de 1 L et ajouter de l'eau chaude jusqu'à ≈ 400 ml. Faire bouillir pendant 15 minutes à gros bouillons, en ajoutant fréquemment de la solution d'EDTA tétrasodique à 10 % pour maintenir le pH à ≈ 8 . Vérifier le pH au moyen d'un papier indicateur.

5.3.4 Verser le mélange chaud sur un tamis No. 140 et mouiller le tamis jusqu'à ce que les graines soient toutes séparées des tissus de figes.

5.3.5 Transvaser le résidu retenu sur le tamis dans un bécher de 1 L. Ajouter de l'eau jusqu'à ≈ 300 ml; faire tourner le liquide et, sans délai, verser les tissus de figes et les matières étrangères en suspension sur un papier filtre ligné, en faisant en sorte que les graines restent dans le bécher. Filtrer sous vide.

5.3.6 Ajouter de l'eau et récupérer à nouveau les matières en suspension, en changeant de filtre au besoin.

5.4 Examen

5.4.1 Examiner chaque papier filtre au microscope, à 30 X; pour les particules dont l'identification est douteuse, utiliser un plus fort grossissement (jusqu'à 70 X): rechercher les insectes et les acariens entiers et les formes entières équivalentes.

5.4.1.1 Dénombrer les éléments suivants :

- a) Têtes entières de coléoptères (adultes, nymphes et de larves) et de lépidoptères (adultes, chrysalides et larves) (Annexe 1, Figures 1-6).
- b) Parties de têtes de coléoptères (adultes, nymphes et larves) et de lépidoptères (adultes, chrysalides et larves), lorsqu'elles représentent plus de la moitié de la tête. Ces parties doivent comprendre la région frontale en entier, comme on le voit sur les figures 1 à 6 (zones pointillées) de l'Annexe 1.
- c) Têtes exuviales entières, ou parties de têtes exuviales, de coléoptères et de lépidoptères. Les exuvies partielles doivent représenter plus de la moitié de la tête et comprendre la région frontale en entier.
- d) Têtes entières d'adultes, de pupes et de larves de diptères (Annexe 1, Figure 7).
- e) Parties de têtes de diptères, lorsqu'elles représentent plus de la moitié de la tête. Lorsqu'il s'agit de parties de têtes d'adultes, elles doivent comprendre la région

frontale en entier (zone pointillée) (Annexe 1, Figure 7); lorsqu'il s'agit de larves ou de pupes, elles doivent comprendre les pièces buccales en entier (Annexe 1, Figure 7 (zone pointillée) et Figure 8).

- f) Acariens, lorsque qu'on trouve plus d'une cinquantaine (≈ 50) de spécimens par unité d'analyse (100 g).

Il n'est pas nécessaire de dénombrer les acariens dans tous les échantillons; s'il y en a beaucoup, on les verra sans problème en recherchant les têtes d'insectes. Si l'on soupçonne que l'échantillon contient un grand nombre d'acariens, on peut rechercher ceux-ci après le dénombrement des têtes d'insectes.

- g) Têtes entières ou parties de têtes de *Blastophaga* sp. adultes (Annexe 1, Figure 9).
- h) Têtes entières ou parties de têtes de thysanoptères (thrips), d'hémiptères, d'homoptères (p. ex. pucerons), de psocoptères et des autres espèces d'insectes des cultures.

5.4.1.2 IL N'EST PAS NÉCESSAIRE D'IDENTIFIER CHACUNE DES ESPÈCES DÉTECTÉES : IL SUFFIT DE DÉTERMINER S'IL S'AGIT DE COLÉOPTÈRES, DE LÉPIDOPTÈRES OU DE DIPTÈRES, CAR LA PLUPART DES INSECTES DE CES ORDRES QU'ON TROUVE DANS LA PÂTE DE FIGUES SONT NUISIBLES.

5.4.1.3 La plupart des insectes nuisibles qu'on trouve dans la pâte de figues appartiennent aux ordres des coléoptères, des lépidoptères et des diptères. Les coléoptères qui infestent le plus souvent les vergers de figuiers sont énumérés ci-dessous :

nitidule des fruits	- <i>Carpophilus hemipterus</i> (Annexe 1, Fig. 1)
ténébrions	- Par ex. <i>Tenebrio molitor</i> (Fig. 2)
cétoines	- <i>Cotinis</i> sp. (Fig. 3)

Coléoptères les plus communs dans les figues en entreposage :

cucujide dentelé des grains	- <i>Oryzaephilus surinamensis</i> (Fig. 4)
nitidule des fruits	- <i>Carpophilus hemipterus</i> (Fig. 1)
cucujide plat	- <i>Cryptolestes pusillus</i> (Fig. 5)

Principaux lépidoptères infestant les figues en entreposage :

pyrale indienne de la farine	- <i>Plodia interpunctella</i> (Fig. 6)
pyrale des amandes	- <i>Cadra cautella</i>

Principaux diptères infestant les figues au verger et en entreposage :

drosophiles	- <i>Drosophila</i> spp. (Fig. 7)
-------------	-----------------------------------

5.4.2 Rechercher sur les filtres les autres types de matières étrangères telles que les poils de rongeurs, les barbules de plumes et les poils d'autres types d'animaux.

5.5 Consignation des résultats : ExFHPB-6

5.5.1 Noter le nombre de têtes de coléoptères, de lépidoptères et de diptères ainsi que le nombre d'acariens trouvés dans chaque unité d'analyse :

- a) dénombrer toutes les têtes entières et les parties de têtes de coléoptères et de lépidoptères détectées par unité d'analyse (100 g).
- b) dénombrer toutes les têtes exuviales entières et les parties de têtes exuviales de coléoptères et de lépidoptères par unité d'analyse (100 g).
- c) dénombrer toutes les têtes entières et les parties de têtes de diptères par unité d'analyse (100 g).
- d) dénombrer les acariens lorsqu'il y en a plus d'une cinquantaine (≈ 50) par unité d'analyse (100 g).

5.5.2 Signaler la présence de têtes entières ou de parties de têtes de *Blastophaga* sp. et des autres types d'insectes ainsi que les autres types de matières étrangères.

6. INTERPRÉTATION

- 6.1 Voir le tableau 1 du document "Lignes directrices de la Direction générale des produits de santé et des aliments sur la salubrité des aliments - Aperçu", dans le Volume 1 du Compendium de méthodes, pour les lignes directrices de la DGPSA concernant différents types de matières étrangères dans la pâte de figes.
- 6.2 En cas de doute au sujet de l'acceptabilité du lot, communiquer avec la Division de l'évaluation du Bureau des dangers microbiens, Direction des aliments, Direction générale des produits de santé et des aliments (tél. : (613) 957-0349 ou télécopieur : (613) 952-6400).

Annexe 1

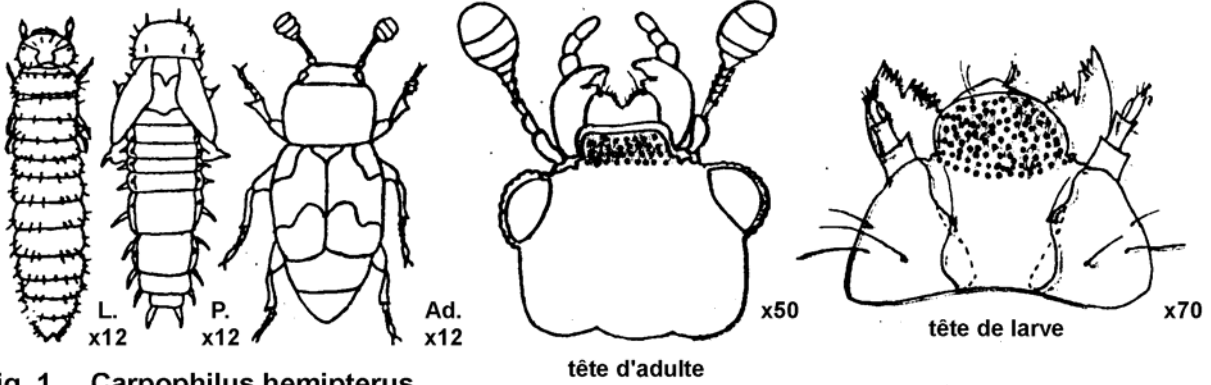


Fig. 1 Carpophilus hemipterus

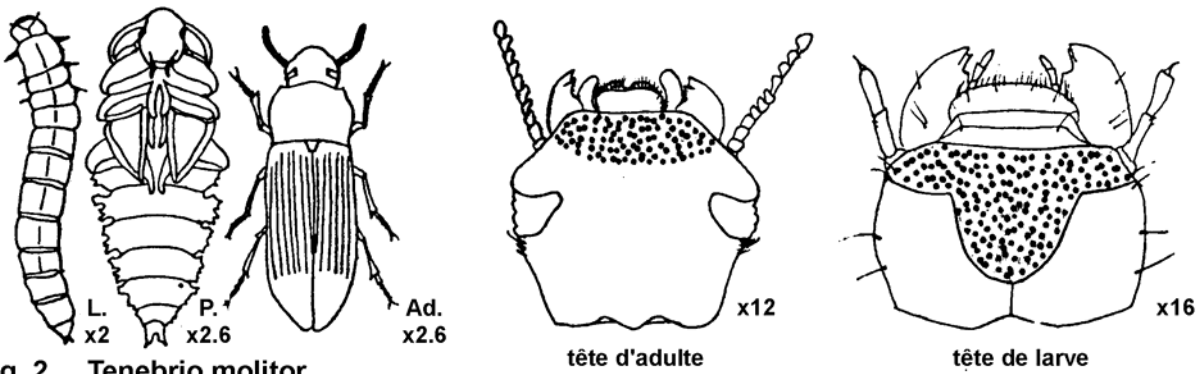


Fig. 2 Tenebrio molitor

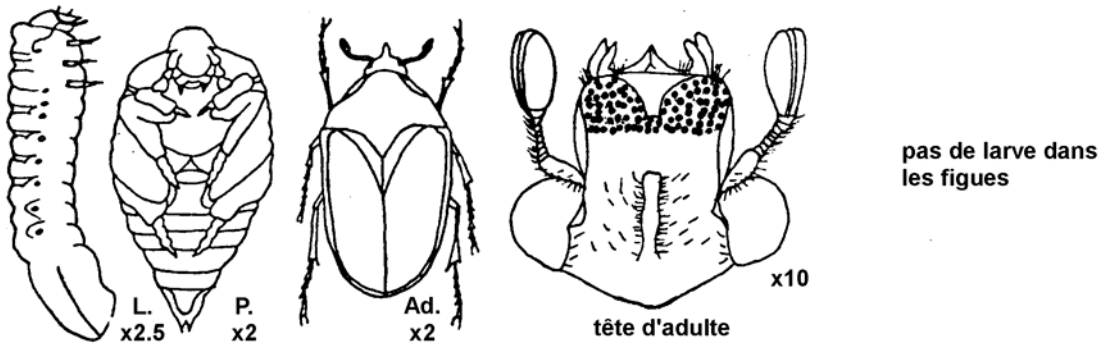


Fig. 3 Cotinis sp.

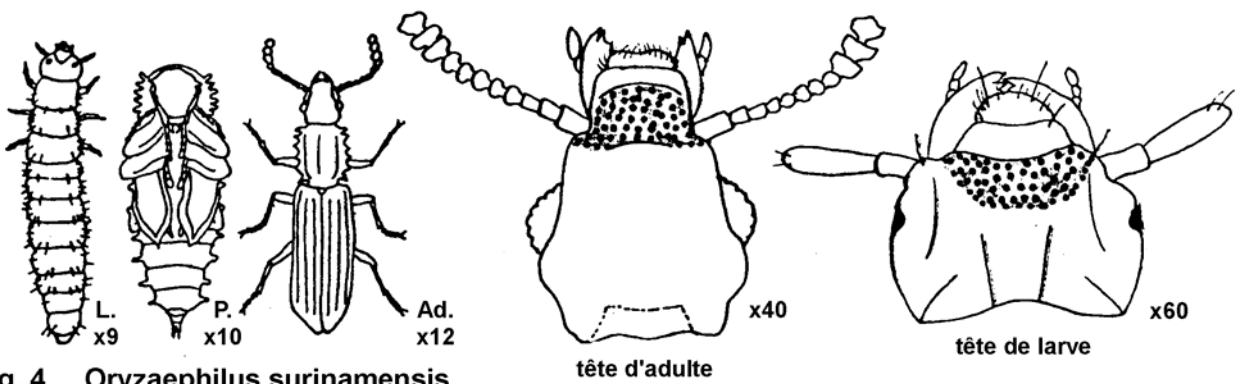


Fig. 4 Oryzaephilus surinamensis

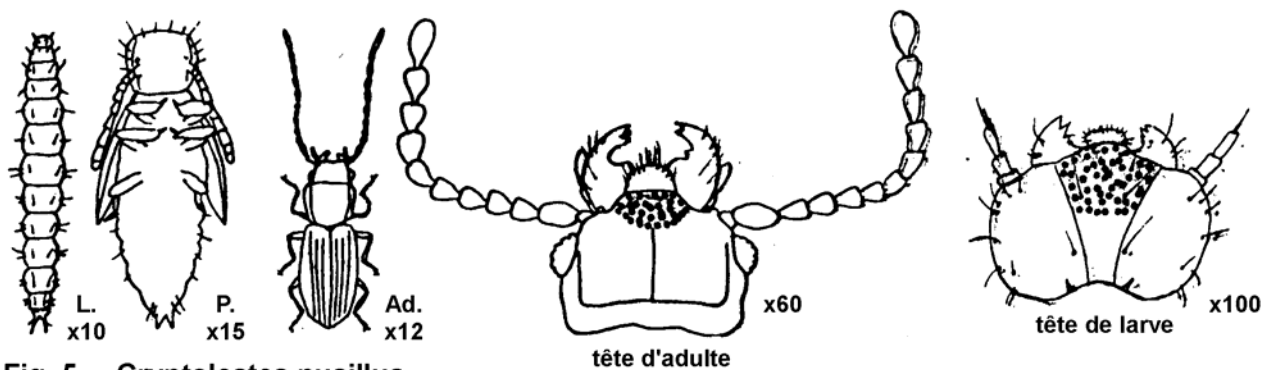


Fig. 5 Cryptolestes pusillus

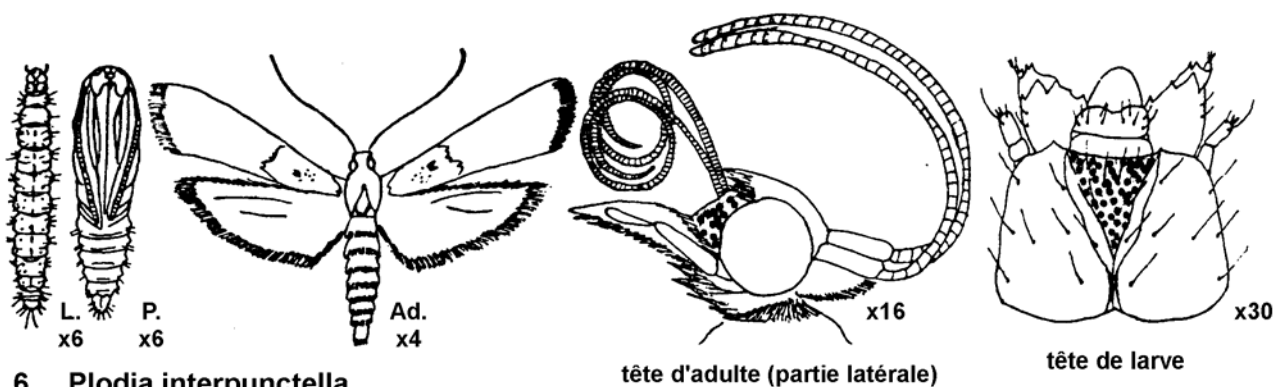


Fig. 6 Plodia interpunctella

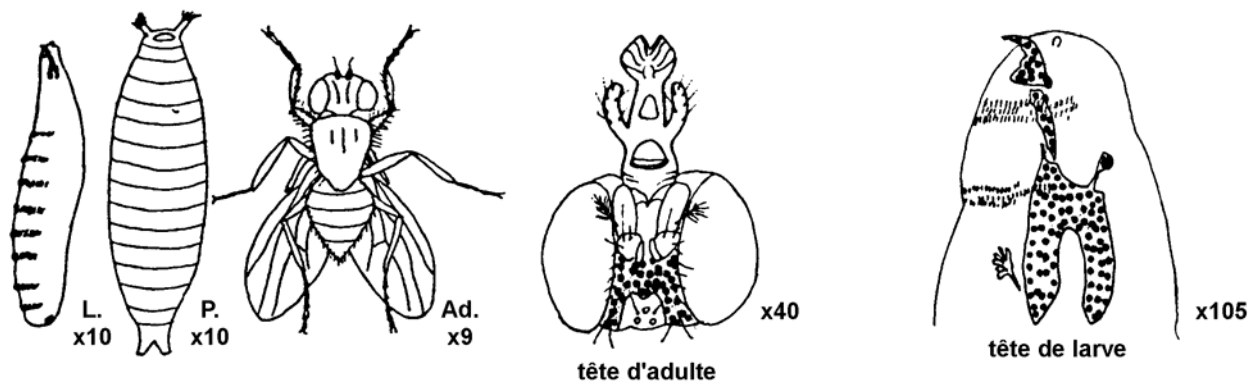


Fig. 7 Drosophila sp.

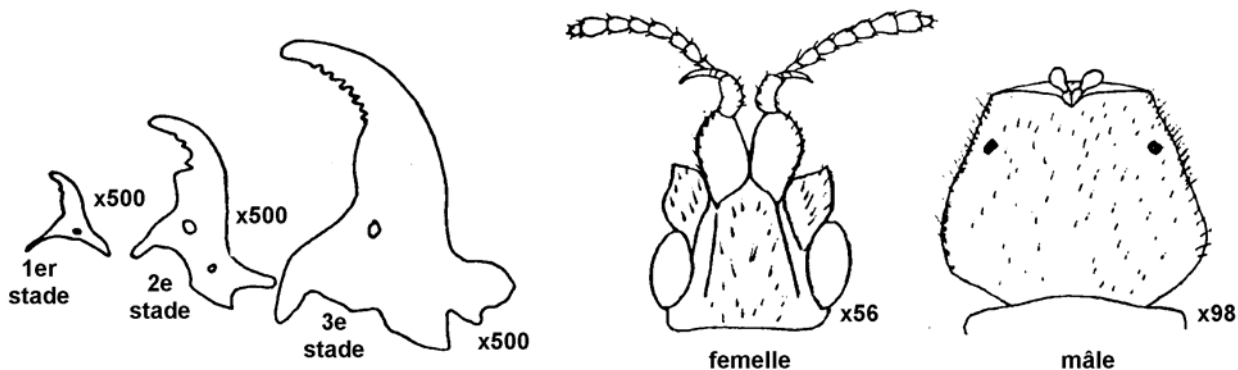


Fig. 8 crochet buccal antérieur de la drosophile

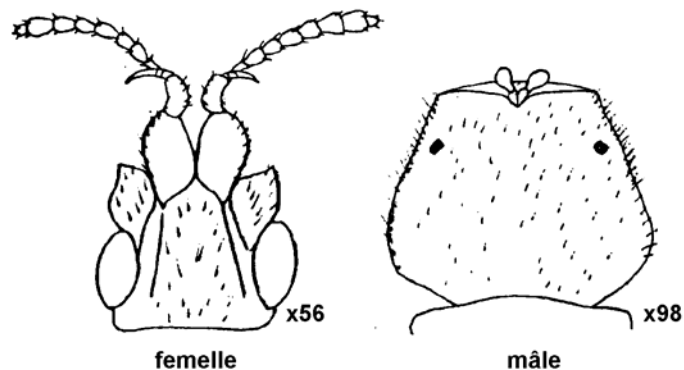


Fig. 9 Blastophaga sp.

