



DIRECTION GÉNÉRALE DE LA PROTECTION DE LA SANTÉ

OTTAWA

**DÉTECTION DES MATIÈRES ÉTRANGÈRES DANS
LES DATTES PRESSÉES, TRANCHÉES, HACHÉES OU MACÉRÉES
ET DANS LES PRODUITS DE DATTES**

M.-A. Rivers

**Division de la recherche, Bureau des dangers microbiens,
Direction des aliments, repère postale: 2204A2
Santé Canada, Ottawa (Ontario). K1A 0L2**

1. APPLICATION

Cette méthode s'applique à l'échantillonnage et à l'examen des dattes pressées, tranchées, hachées et macérées et des produits de dattes afin de détecter la présence d'insectes, d'acariens, de poils, de barbules de plumes, de sable, de terre, de noyaux, de fragments de noyaux ou de toutes autres matières étrangères, et ainsi déterminer leur conformité aux articles 4, 5 et 7 de la *Loi sur les aliments et drogues*. Cette méthode remplace la méthode ExFLP-14 de janvier 1986.

2. DÉFINITION

Un lot est la quantité (en volume, en poids, etc.) de dattes ou de produits de dattes produite, entreposée, ou expédiée dans des conditions aussi uniformes que possible, et qui ne se compose que d'une variété, une catégorie ou un type de produit provenant d'une source unique identifiable.

3. PRÉLÈVEMENT DES ÉCHANTILLONS

- 3.1 Examiner minutieusement le lot entier afin d'y détecter toute infestation par des organismes vivants. Le cas échéant, n'échantillonner qu'après fumigation ou autre traitement efficace.
- 3.2 Prélever au hasard dans le lot trois unités d'échantillonnage comprenant au moins 200 g chacune à l'aide du matériel d'échantillonnage prescrit et les placer dans les contenants appropriés. Trois unités d'échantillonnage constituent un échantillon.
- 3.3 Garder séparément chaque unité d'échantillonnage et étiqueter chacune d'elles (1, 2, 3, etc). Consigner tous les renseignements concernant la taille du lot, le poids de chaque contenant, le pays d'origine, l'exportateur, l'importateur, le nom du produit et le numéro du lot, et les joindre à l'échantillon.

4. MATÉRIEL ET ÉQUIPEMENT SPÉCIAL

- 1) Bêchers (1 L);
- 2) barreau magnétique lisse pour agitateur, enduit de téflon (1x5 cm);

- 3) agitateur muni d'une plaque chauffante;
- 4) tamis normalisé U.-S. No. 140; 5) fiole collectrice Wildman de 2 L;
- 6) grand entonnoir (diamètre supérieur: environ 15,0 cm);
- 7) eau filtrée ou distillée;
- 8) flacons-laveurs;
- 9) kérosène inodore;
- 10) appareil de filtration par aspiration. Utiliser un entonnoir Hirsch ou Buchner. Pour les deux entonnoirs, employer un papier-filtre (papier ligné S&S No. 8) assez grand, de manière à ce qu'il forme un godet dans l'entonnoir. Humecter le papier-filtre et veiller à ce qu'il adhère bien aux parois de l'entonnoir avant de filtrer.);
- 11) agent de clarification (on recommande un mélange 1:1 de glycérol et d'alcool à 95%);
- 12) papier-filtre (S&S No. 8 ligné ou l'équivalent);
- 13) boîtes de Pétri (10 cm);
- 14) alcool (utiliser de l'éthanol à 95% ou de l'isopropanol à 99%.);
- 15) microscope stéréoscopique (10-30X);
- 16) étuve de séchage (40 à 60°C).

5. **MODE OPÉRATOIRE**

L'examen se fera conformément aux instructions suivantes.

5.1 **Préparation des unités d'analyse**

5.1.1 À partir d'une unité d'échantillonnage, prélever au hasard des morceaux de dattes ou de produits de dattes et en peser 100 g. Cette quantité de 100 g constitue une unité d'analyse.

5.1.2 Répéter l'étape 5.1.1 pour chacune des deux autres unités d'échantillonnage.

5.2 **Isolement - Saletés légères**

5.2.1 Transférer une unité d'analyse de 100 g de dattes ou de produits de dattes dans un bécher de 1 L.

5.2.2 Ajouter 400 mL d'eau chaude du robinet (50 à 70°C) et un barreau magnétique.

5.2.3 Amener le mélange à ébullition. Dans le cas des dattes pressées, faire bouillir de 30 à 45 minutes en brassant jusqu'à ce que le mélange soit finement dispersé. Dans le cas de dattes tranchées, hachées ou macérées et des produits de dattes, ne laisser bouillir que trente minutes avec agitation magnétique.

5.2.4 Transférer le mélange sur un tamis No. 140 et tamiser à l'aide d'eau chaude du robinet (50 à 70°C) jusqu'à ce que l'eau traverse facilement les matières et qu'elle en sorte limpide.

5.2.5 Placer le grand entonnoir dans le col de la fiole collectrice de manière que la tige entre dans l'entonnoir. Transférer les matières dans la fiole collectrice de 2 L à l'aide d'un fort jet d'eau provenant d'un flacon-laveur. Porter le volume à 900 mL avec de l'eau.

- 5.2.6 Ajouter lentement 50 mL de kérosène le long de la tige.
- 5.2.7 Porter lentement l'agitateur à la vitesse maximale sans produire d'éclaboussures audibles ou visibles ou d'émulsion permanente. Toutes les matières devraient être en suspension et on devrait voir le barreau magnétique au fond du vortex (tourbillon). Agiter magnétiquement pendant cinq minutes.
- 5.2.8 Ajouter lentement de l'eau désaérée le long de la tige, en maintenant le haut de l'obturateur juste au-dessus de la couche de kérosène. Lorsque l'obturateur est presque rendu à sa position la plus élevée, poursuivre l'addition d'eau jusqu'à ce que la couche de kérosène dépasse l'obturateur et que le fond de cette couche de kérosène soit à environ un cm au-dessus de l'obturateur lorsque celui-ci se trouve dans sa position la plus élevée.
- 5.2.9 Faire tourner l'obturateur dans la partie inférieure de la fiole collectrice de façon à mettre les sédiments en suspension.
- 5.2.10 Laisser reposer le mélange pendant trente minutes en agitant de façon intermittente la phase inférieure pendant les vingt premières minutes.
- 5.2.11 Faire tourner l'obturateur de façon à chasser le sédiment, et piéger la couche supérieure en tenant l'obturateur dans sa position la plus élevée, dans le col de la fiole, tout en veillant à ce que la couche d'huile et au moins un centimètre de liquide de la couche inférieure soient situés au-dessus de l'obturateur. Maintenir l'obturateur en place et vider le liquide dans un bécher.
- 5.2.12 Rincer pour éliminer les matières qui se trouvent sur la tige et le col de la fiole à l'aide d'un flacon-laveur et ajouter au contenu du bécher.
- 5.2.13 Abaisser lentement la tige en évitant de perdre du liquide par des éclaboussures soudaines pouvant surtout se produire lorsque l'obturateur est coincé dans le col de la fiole.
- 5.2.14 À l'aide d'eau, puis d'alcool provenant d'un flacon-laveur, transférer intégralement le contenu du bécher dans un godet de papier-filtre ligné identifié et filtrer par aspiration. Ne pas laisser le liquide s'accumuler sur le papier-filtre. Transférer le papier-filtre dans une boîte de Pétri et l'humecter avec 1 à 2 mL d'agent de clarification.
- 5.2.15 Ajouter 35 mL de kérosène à la fiole collectrice.
- 5.2.16 Agiter vigoureusement en effectuant avec la main un mouvement rotatif et vertical pendant une minute de façon à répartir le kérosène dans le mélange. Ajouter suffisamment d'eau pour que la couche dépasse de un centimètre le dessus de l'obturateur lorsque ce dernier se trouve à sa position la plus élevée.
- 5.2.17 Laisser reposer le mélange pendant trente minutes en agitant de façon intermittente la phase inférieure pendant les vingt premières minutes. Il peut être nécessaire de pousser les particules de dattes dans la phase inférieure à l'aide de l'obturateur de la tige collectrice.
- 5.2.18 Faire tourner la tige et la placer dans sa position la plus élevée comme il a été indiqué précédemment. Rincer la tige avec de l'eau, puis avec de l'alcool.
- 5.2.19 Piéger la phase supérieure et vider cette phase dans le bécher, comme au paragraphe 5.2.11, en rinçant le col de la fiole avec de l'eau, puis avec de l'alcool.
- 5.2.20 Avec de l'eau, puis de l'alcool provenant d'un flacon-laveur, transférer intégralement le contenu du bécher dans un godet de papier-filtre ligné identifié, comme à l'étape 5.2.14.
- 5.2.21 Répéter la même procédure d'isolement pour les deux autres unités d'analyse.

5.3 Examen - Saletés légères

5.3.1 Examiner chaque papier-filtre (5.2.14 et 5.2.20) à l'aide d'un microscope stéréoscopique à un grossissement de 30X à la recherche d'insectes entiers et de formes entières équivalentes d'insectes et d'acariens, d'oeufs, de poils de rongeurs et d'autres animaux, de plumes, de fibres, de papier, de paille, de ficelle, de plastique, etc.

5.3.2 Dans le cas d'insectes et d'acariens entiers et de formes entières équivalentes, il faut compter :

- a) les têtes entières d'adultes, de pupes et de larves de coléoptères et de lépidoptères (figures 1 à 5);
- b) les parties de tête de coléoptères et de lépidoptères (adultes, pupes et larves) lorsqu'il y a plus de la moitié de la tête. Toute la partie frontale doit être présente, comme le montrent les figures 1 à 5 (parties pointillées);
- c) les exuvies de tête et de parties de tête de coléoptères et de lépidoptères. Plus de la moitié de l'exuvie partielle de la tête doit être présente et elle doit comprendre toute la partie frontale;
- d) les têtes entières d'adultes, de pupes et de larves de diptères (figure 6);
- e) les parties de tête de diptères lorsqu'il y a plus de la moitié de la tête. Dans le cas des diptères adultes, la tête doit comprendre toute la partie frontale (figure 6, partie pointillée). Dans le cas des larves de diptères (asticots) et de pupes, les têtes doivent comprendre tout le crochet buccal (figure 6, parties pointillées);
- f) les acariens, lorsqu'ils sont visibles au microscope, c'est-à-dire lorsqu'il y en a plus de dix par 100 g d'unité d'analyse.

Lorsqu'il y a un nombre excessif d'acariens, il est facile de les détecter lorsqu'on recherche les têtes d'insectes. Si l'on soupçonne la présence d'un grand nombre d'acariens, on peut réexaminer la plaque après avoir compté les têtes d'insectes;

- g) les têtes ou parties de tête de thysanoptères (thrips), d'hémiptères, d'homoptères (par ex. les aphidés), de psocoptères et d'autres insectes des champs apparentés.

5.3.3 Il n'est pas nécessaire d'identifier l'espèce de chaque insecte trouvé. Il suffit d'indiquer s'il appartient aux coléoptères, aux lépidoptères ou aux diptères car la plupart des espèces de ces ordres que l'on trouve dans les dattes et les produits de dattes sont des insectes nuisibles.

5.3.4 La plupart des insectes nuisibles dans les dattes et les produits de dattes appartiennent aux ordres suivants : coléoptères, lépidoptères et diptères. Les principaux coléoptères qui infestent les dattiers sont :

- le nitidule des fruits secs - *Carpophilus hemipterus* (fig. 1)
- les ténébrions - Ténébrionidés, par ex. *Tenebrio molitor* (fig. 2)

Les coléoptères les plus courants qui infestent les dattes au cours de leur entreposage sont :

- le cucujidé des grains oléagineux - *Oryzaephilus mercator* (Fauvel) (fig. 3)
- le nitidule des fruits secs - *Carpophilus hemipterus* (L.) (fig. 1)

- le cucujidé plat - *Cryptolestes pusillus* (Schonherr) (fig. 4)
- le ptine ocellé - *Ptinus ocellus* (Brown)

Les principaux lépidoptères qui infestent les dattes au cours de leur entreposage sont :

- la pyrale indienne de la farine - *Plodia interpunctella* (Hübner) (fig. 5)
- la pyrale des amandes - *Cadra cautella* (Walker)

Les principaux diptères qui infestent les dattiers et les dattes au cours de leur entreposage sont:

- les drosophiles - *Drosophila spp.* (fig. 6)

5.3.5 Identifier d'autres matières étrangères si possible.

5.4 **Consignation des résultats - Saletés légères (ExFLP-14)**

- 5.4.1 Noter séparément le nombre de têtes et de parties de têtes de coléoptères, de lépidoptères et de diptères pour chaque unité d'analyse.
- 5.4.2 Noter séparément le nombre d'acariens et d'autres insectes pour chaque unité d'analyse.
- 5.4.3 Noter séparément le nombre et la taille des autres matières étrangères pour chaque unité d'analyse.

5.5 **Isolement - Saletés lourdes**

- 5.5.1 Vider sur un tamis No. 140 ce qui reste dans la fiole collectrice et rincer avec de petites quantités d'eau. Tamiser en rinçant avec de l'eau chaude du robinet (50 à 70°C) jusqu'à ce que l'eau de rinçage soit limpide.
- 5.5.2 Examiner le contenu du tamis à la recherche de noyaux et de fragments de noyaux d'au moins 2 mm. On peut facilement les sentir avec les doigts (propres). Enlever les noyaux et les fragments de noyaux, les mesurer, et compter les noyaux et les fragments qui mesurent au moins 2 mm de longueur (dans la dimension la plus longue).
- 5.5.3 Transférer les matières qui restent sur le tamis dans un béccher de 1 L et le remplir d'eau.
- 5.5.4 Laisser le contenu se déposer pendant quinze secondes et décanter la partie supérieure en laissant le résidu lourd formé de sable, de terre, etc. dans le béccher.
- 5.5.5 Ajouter encore de l'eau et répéter l'étape de la sédimentation et de la décantation (étape 5.5.4) jusqu'à ce que toutes les matières végétales soient éliminées.
- 5.5.6 Transférer intégralement le résidu qui se trouve dans le béccher sur un papier-filtre pesé au préalable, séché à l'étuve.
- 5.5.7 Examiner le papier-filtre à l'aide d'un microscope stéréoscopique à un grossissement de 30X à la recherche de saletés lourdes.
- 5.5.8 Sécher le papier-filtre dans une étuve et déterminer le poids à vide en mg.
- 5.5.9 Répéter cette procédure d'isolement pour les deux autres unités d'analyse.

5.6 **Examen - Saletés lourdes**

- 5.6.1 Examiner le papier-filtre au microscope à un grossissement de 30X pour y déceler les excréments de rongeurs, les excréments d'insectes, les larves et les oeufs d'insectes et autres saletés organiques.

5.7 Consignation des résultats - Saletés lourdes (ExFLP-14)

5.7.1 Noter le poids des impuretés lourdes.

5.7.2 Noter le nombre de noyaux et de fragments de noyaux mesurant au moins 2 mm (dans la dimension la plus longue) par 100 g de produits de dattes.

6. INTERPRÉTATION

- 6.1 Voir le tableau 2 de la partie intitulée «Normes et lignes directrices de la Direction de la protection de la santé pour la sécurité microbiologique et la propreté générale des aliments - Aperçu» dans le volume 1 du Compendium des méthodes pour les lignes directrices de la DGPS concernant différents types de matières étrangères. Actuellement, la DPGS ne dispose d'aucune ligne directrice pour les matières étrangères présentes dans cet aliment.
- 6.2 Si vous avez des questions concernant l'acceptabilité d'un lot, communiquez avec la division de l'Évaluation, direction des Aliments, Direction générale de la protection de la santé. Téléphone : (613) 957-0349. Télécopieur : (613) 952-6400.

Annexe 1

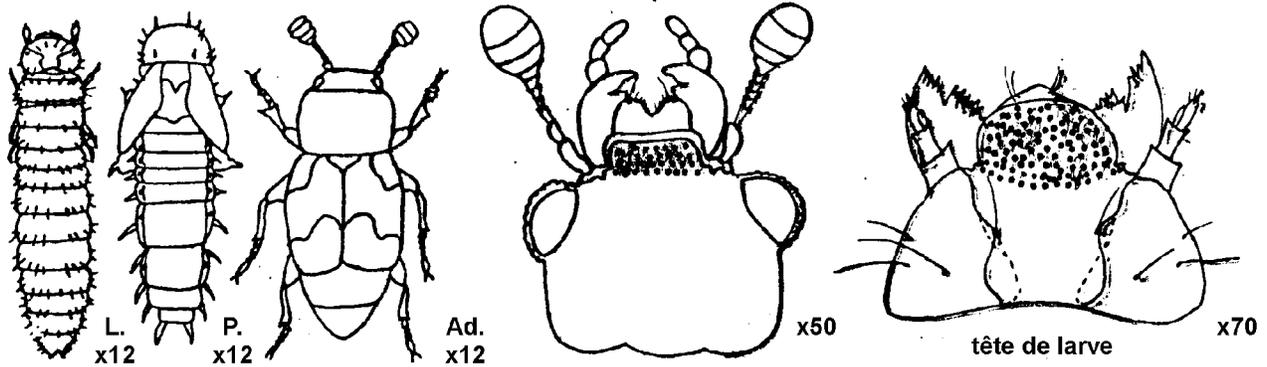


Fig. 1 Carphophilus hemipterus

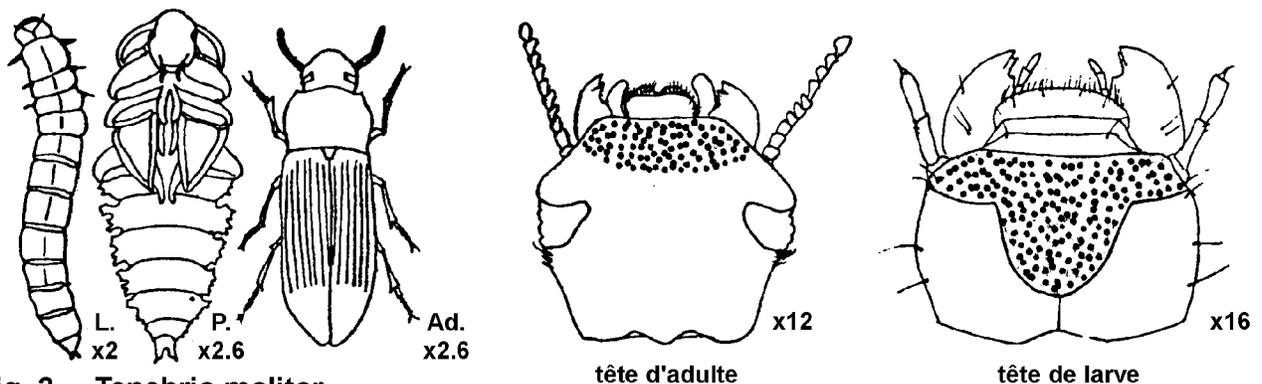


Fig. 2 Tenebrio molitor

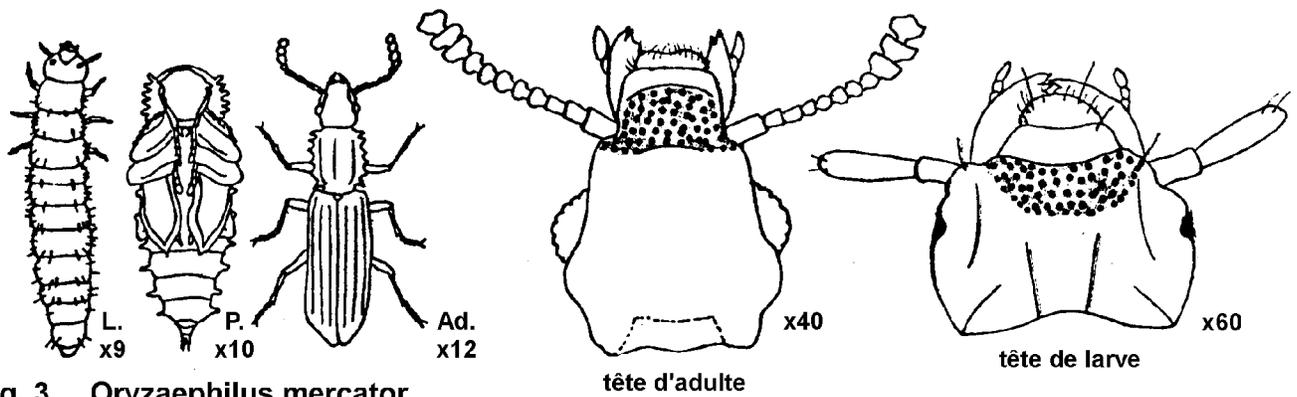


Fig. 3 Oryzaephilus mercator

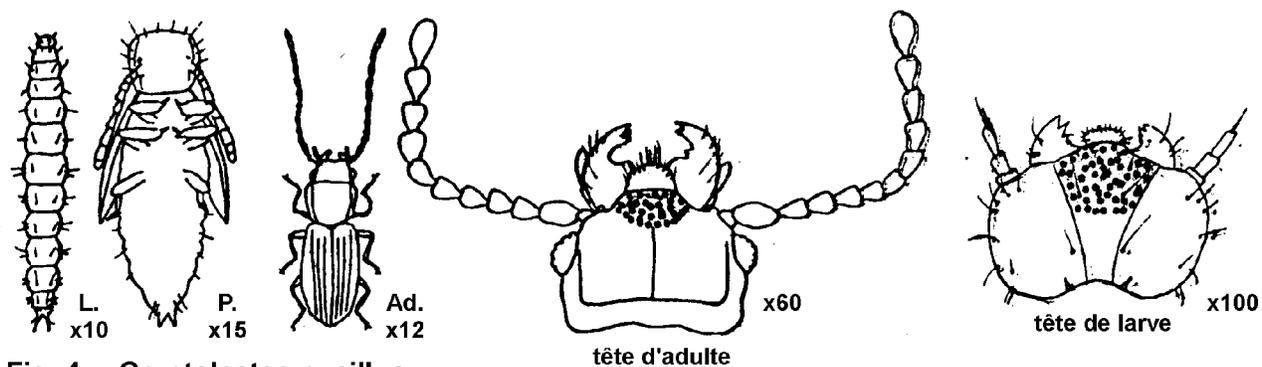


Fig. 4 Cryptolestes pusillus

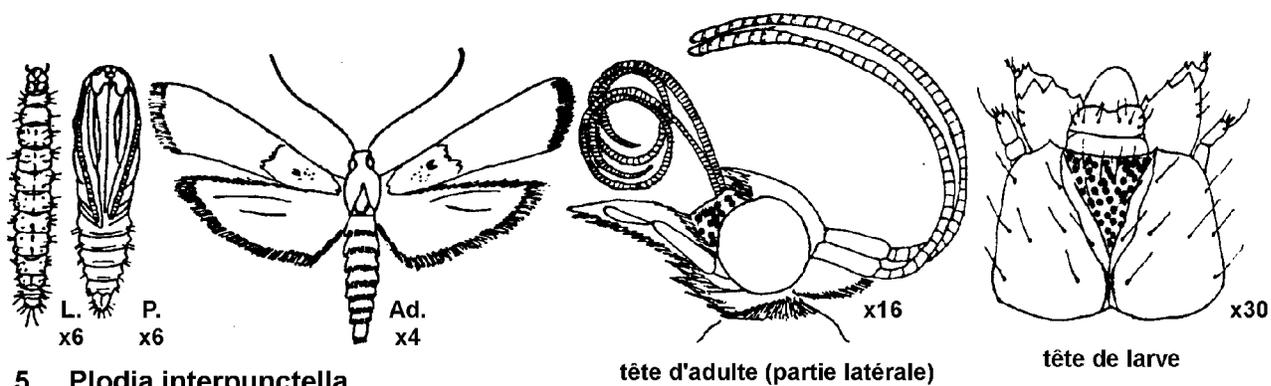


Fig. 5 Plodia interpunctella

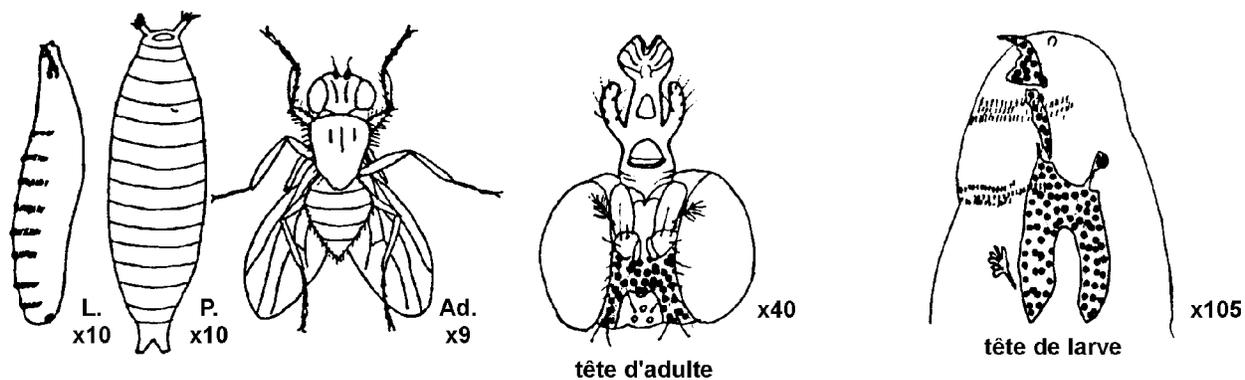


Fig. 6 Drosophila sp.

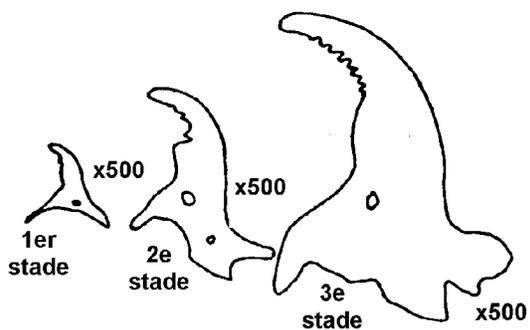


Fig. 7 crochet buccal antérieur
de la drosophile

