

NORME  
INTERNATIONALE

ISO  
11050

Première édition  
1993-07-01

---

---

**Farines de blé tendre et semoules de blé dur —  
Détermination des impuretés d'origine animale**

**iTeh STANDARD PREVIEW**  
*Wheat flour et durum wheat semolina — Determination of impurities of  
animal origin*  
**(standards.iteh.ai)**

ISO 11050:1993

<https://standards.iteh.ai/catalog/standards/sist/52fe4a05-8b93-4938-a3ac-4cbf1dc329e1/iso-11050-1993>



Numéro de référence  
ISO 11050:1993(F)

## Avant-propos

L'ISO (Organisation internationale de normalisation) est une fédération mondiale d'organismes nationaux de normalisation (comités membres de l'ISO). L'élaboration des Normes internationales est en général confiée aux comités techniques de l'ISO. Chaque comité membre intéressé par une étude a le droit de faire partie du comité technique créé à cet effet. Les organisations internationales, gouvernementales et non gouvernementales, en liaison avec l'ISO participent également aux travaux. L'ISO collabore étroitement avec la Commission électrotechnique internationale (CEI) en ce qui concerne la normalisation électrotechnique.

Les projets de Normes internationales adoptés par les comités techniques sont soumis aux comités membres pour vote. Leur publication comme Normes internationales requiert l'approbation de 75 % au moins des comités membres votants.

La Norme internationale ISO 11050 a été élaborée par le comité technique ISO/TC 34, *Produits agricoles alimentaires*, sous-comité SC 4, *Céréales et légumineuses*, en collaboration avec l'Association internationale des sciences et technologies céréalières (ICC).

Les annexes A, B, C et D de la présente Norme internationale sont données uniquement à titre d'information.

© ISO 1993

Droits de reproduction réservés. Aucune partie de cette publication ne peut être reproduite ni utilisée sous quelque forme que ce soit et par aucun procédé, électronique ou mécanique, y compris la photocopie et les microfilms, sans l'accord écrit de l'éditeur.

Organisation internationale de normalisation  
Case Postale 56 • CH-1211 Genève 20 • Suisse

Imprimé en Suisse

# Farines de blé tendre et semoules de blé dur — Détermination des impuretés d'origine animale

## 1 Domaine d'application

La présente Norme internationale prescrit une méthode de détermination des impuretés d'origine animale dans les farines de blé tendre, avec ou sans additif, ayant un taux de cendres inférieur ou égal à 0,63 % (*m/m*) et dans les semoules de blé dur.

Cette méthode permet de séparer et de dénombrer les souillures d'origine animale, telles que les insectes à tous les stades de leur développement et leurs fragments, les acariens et leurs fragments, les poils de rongeurs et leurs fragments.

## 2 Définition

Pour les besoins de la présente Norme internationale, la définition suivante s'applique.

**2.1 Impuretés d'origine animale:** Matières d'origine animale (œufs, larves, nymphes ou adultes d'insectes et leurs fragments, poils de rongeurs et leurs fragments, acariens et leurs fragments) séparées du produit dans les conditions spécifiées dans la présente Norme internationale.

## 3 Principe

Hydrolyse d'une prise d'essai par une solution d'acide chlorhydrique à ébullition. Concentration des particules insolubles (il peut y avoir présence d'impuretés autres que celles d'origine animale) à une interface eau-hydrocarbures. Séparation par filtration sur papier filtre ou membrane, examen microscopique et dénombrement en lumière réfléchie des impuretés d'origine animale.

## 4 Réactifs

Utiliser uniquement des réactifs de qualité analytique reconnue, et de l'eau distillée ou de l'eau de pureté équivalente.

Tous les réactifs utilisés doivent être soigneusement filtrés avant utilisation ou après leur préparation. La filtration peut être effectuée à l'aide d'une toile à filtrer de 10 µm à 30 µm d'ouverture de maille au maximum, résistant aux acides et aux solvants (type crin nylon ou polyéthylène).

**4.1 Éthanol ou méthanol**, à 95 % (*V/V*).

**4.2 Éthanol ou méthanol**, solution à 50 % (*V/V*).

**4.3 Éthanol/glycérol**, mélange 1 + 1 en volume.

**4.4 Solution d'acide chlorhydrique**, concentré ( $\rho_{20} = 1,18 \text{ g/ml}$ ).

**4.5 Huile de paraffine** (dite «huile de vaseline»), fluide, de viscosité inférieure ou égale à 60 mPa·s (60 cP) à 20 °C.

**4.6 Détergent liquide**, non moussant.

**4.7 Détergent liquide**, solution aqueuse à 1 % (*V/V*) du détergent (4.6) dans une pissette.

## 5 Appareillage

Matériel courant de laboratoire et, en particulier, ce qui suit.

**5.1 Ampoules à décanter**, de 1 000 ml, de forme conique, munies d'un robinet en PTFE non graissé et/ou, sans robinet, avec un tube souple en prolongement et une pince de Mohr (voir le système conseillé en figure 1).

**5.2 Bêcher de forme haute**, de 800 ml, muni d'un verre de montre en pyrex de dimensions correspondantes pour servir de couvercle.

**5.3 Cristalliseur ou cuvette**, de 5 litres de capacité au moins et de hauteur légèrement inférieure à celle du bêcher (5.2) servant de bain de refroidissement.

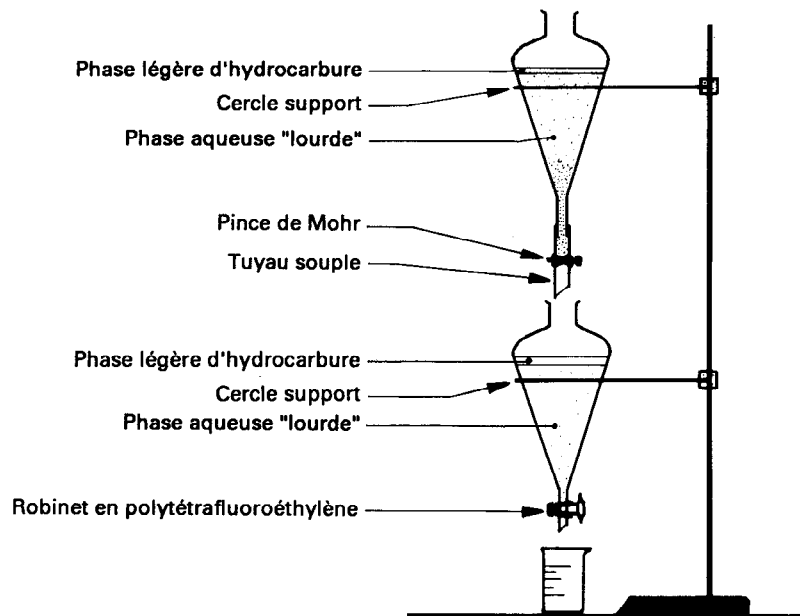


Figure 1 — Dispositif de décantation

5.4 **Éprouvettes graduées**, de 25 ml, 50 ml et 500 ml.

5.5 **Pisettes**, à embout flexible, de 1 litre de capacité, graduées au préalable tous les 50 ml.

5.6 **Film de protection extensible**, paraffiné ou en matière plastique.

5.7 **Papier filtre**, sans cendres, à filtration rapide<sup>1)</sup> de 50 mm ou 90 mm de diamètre, correspondant à celui de l'unité de filtration (5.8), ou **membrane filtrante**, de 47 mm à 50 mm de diamètre, en nitrate de cellulose et de 5 µm ou 8 µm de porosité, sur lesquels on tracera de fines rayures parallèles espacées de 5 mm en 5 mm, à l'aide d'un crayon à bille ou d'un crayon à mine de plomb dur.

5.8 **Unité de filtration**, type entonnoir de Büchner, démontable, destinée à recevoir le filtre (5.7), avec bouchon conique d'adaptation sur la fiole à filtrer (5.16).

5.9 **Balance analytique**, précise à 0,1 g près.

5.10 **Microscope optique** ou **microscope stéréoscopique**, dit «loupe binoculaire», à grossissements voisins de  $\times 25$  et  $\times 50$ , de très bonne qualité optique et complété par:

a) des **oculaires de grossissement** de  $\times 15$  ou  $\times 20$  permettant un grossissement total maximum de l'objet observé de  $\times 75$  ou  $\times 80$  (selon les modèles) et

b) un **oculaire micrométrique** pour mesurer les dimensions des impuretés.

5.11 **Boîte de Petri**, stérile, en plastique ou en verre, de 90 mm de diamètre.

5.12 **Aiguille fine**, en acier, montée sur un mandrin porte-aiguille.

5.13 **Agitateur en verre**, muni d'un embout de protection en caoutchouc ou en matière plastique.

5.14 **Agitateur magnétique chauffant**, réglé par une thermosonde, permettant de porter un bain d'eau à ébullition.

5.15 **Pincettes brucelles** ou **pincettes souples spéciales**, pour maintenir le papier filtre ou la membrane filtrante (5.7).

5.16 **Fiole à filtrer**, de 1 litre de capacité, raccordable sur la pompe à vide (5.18), de préférence, ou sur une trompe à eau (5.18).

5.17 **Compte-gouttes**

1) Whatman 41 est un exemple de papier filtre approprié disponible sur le marché. Cette information est donnée à l'intention des utilisateurs de la présente Norme internationale et ne signifie nullement que l'ISO approuve ou recommande l'emploi exclusif du produit ainsi désigné.

**5.18 Pompe à vide**, permettant d'obtenir une pression résiduelle inférieure à 1 000 Pa (10 mbar) ou, à défaut, une **trompe à eau**.

NOTE 1 La durée de filtration augmente considérablement en cas d'utilisation d'une trompe à eau.

**5.19 Étuve**, réglable de 37 °C à 40 °C.

## 6 Échantillonnage

Pour l'utilisation de cette méthode d'essai, il est essentiel que l'ensemble des appareils servant à l'échantillonnage soit soigneusement nettoyé entre chaque opération, par exemple avec de l'air comprimé filtré, et **non pas** au moyen de pinces ou de matériaux en textile.

Il est fortement recommandé que les utilisateurs de la présente Norme internationale s'assurent, dans la mesure du possible, que ces conditions soient satisfaites pendant tout le processus d'échantillonnage.

L'échantillonnage ne fait pas partie de la méthode spécifiée dans la présente Norme internationale. Une méthode d'échantillonnage recommandée est donnée dans l'ISO 2170<sup>2)</sup>.

L'échantillon pour laboratoire doit être de 600 g minimum.

## 7 Mode opératoire

**IMPORTANT** — Toutes les manipulations doivent être effectuées dans un local propre, à l'abri des courants d'air, ou mieux sous une hotte non ventilée. Avant utilisation, tout le matériel doit être lavé à l'eau filtrée. Après rinçage et égouttage jusqu'à sécheresse, tous les récipients doivent être recouverts d'un film de protection (5.6).

### 7.1 Prise d'essai

Homogénéiser l'échantillon pour laboratoire dans son emballage à l'aide d'une spatule à manche long, puis prélever 50 g de produit en les prenant en plusieurs endroits et les mettre dans le béccher (5.2).

### 7.2 Hydrolyse

**7.2.1** Délayer la prise d'essai dans le béccher, par petites fractions, à l'aide de l'agitateur en verre (5.13) avec 100 ml d'eau filtrée, en évitant la formation de grumeaux. Rincer les bords du béccher, puis l'agitateur avec 200 ml d'eau filtrée. Placer ensuite l'agitateur en verre dans un récipient à l'abri de la poussière, par exemple dans une éprouvette.

**7.2.2** Placer le béccher sur l'agitateur magnétique (5.14). Introduire le barreau magnétique préalablement rincé à l'eau filtrée, puis mettre l'agitateur en marche à faible vitesse de rotation. Ajouter par petites fractions à la solution 20 ml d'acide chlorhydrique concentré (4.4), mesurés à l'éprouvette (5.4). Mettre le chauffage en marche et porter le contenu du béccher, couvert d'un verre de montre, progressivement à ébullition (afin d'éviter une carbonisation consécutive à la formation de l'empois d'amidon). Après liquéfaction de l'empois, ajouter 30 ml d'huile de paraffine (4.5) mesurés dans une éprouvette graduée (5.4). Laisser bouillir pendant 30 min avec une légère agitation.

**7.2.3** Recouvrir le béccher avec le film de protection (5.6) et laisser refroidir dans le cristallisateur ou la cuvette (5.3) avec une circulation d'eau froide jusqu'à obtention d'une température proche de la température ambiante.

## 7.3 Séparation des impuretés

**7.3.1** Disposer les deux ampoules à décanter (5.1) l'une au-dessus de l'autre de telle façon que l'ampoule supérieure puisse s'écouler directement dans l'ampoule inférieure (voir figure 1).

**7.3.2** Verser 30 ml d'huile de paraffine (4.5) dans l'ampoule à décanter inférieure.

**7.3.3** Retirer et rincer le barreau magnétique avec la solution alcoolique (4.2), puis recueillir le produit du rinçage dans le béccher. Transvaser le contenu du béccher à l'aide de l'agitateur en verre (7.2.1) dans l'ampoule à décanter supérieure. Rincer l'agitateur en verre et les parois du béccher à la pissette (5.5) avec 30 ml à 50 ml de solution alcoolique (4.2), en frottant soigneusement les parois du béccher avec l'agitateur en verre avant de transvaser le produit du rinçage dans l'ampoule à décanter supérieure. Éventuellement, terminer le nettoyage avec environ 10 ml d'éthanol ou de méthanol (4.1) en opérant toujours de la même façon.

**7.3.4** Compléter ensuite le contenu de l'ampoule à décanter supérieure avec la solution alcoolique (4.2) de sorte que le niveau du liquide atteigne la partie la plus large de l'ampoule (100 ml à 250 ml à ajouter selon les quantités utilisées aux rinçages).

Retirer l'ampoule à décanter de son support et, en la maintenant verticale, agiter le contenu pendant 2 min avec un mouvement tournant pour faire rouler le liquide en une couche mince le long des parois. Replacer ensuite l'ampoule à décanter sur son support et laisser reposer pendant 1 h au moins.

2) ISO 2170:1980, *Céréales et légumineuses — Échantillonnage des produits de mouture*.

**7.3.5** Transférer par écoulement au moyen de la pince de Mohr la majeure partie de la phase aqueuse dans l'ampoule à décanter inférieure en laissant quelques millilitres dans l'ampoule supérieure (ce qui représente 3 cm de haut environ).

**7.3.6** Retirer l'ampoule à décanter inférieure de son support et agiter le contenu de la même façon que décrit en 7.3.4 avec l'ampoule à décanter supérieure. Replacer l'ampoule à décanter et laisser reposer pendant 1 h.

**7.3.7** Éliminer la majeure partie de la phase aqueuse, en laissant quelques millilitres (ce qui représente 3 cm de haut environ) dans l'ampoule à décanter inférieure.

**7.3.8** Ajouter directement dans l'ampoule à décanter supérieure 300 ml de solution alcoolique (4.2), en faisant couler la solution le long de la paroi. Agiter le contenu pendant 2 min comme en 7.3.4, et laisser reposer pendant 1 h.

**7.3.9** Transférer par écoulement la majeure partie de la phase aqueuse dans l'ampoule à décanter inférieure en laissant quelques millilitres dans l'ampoule supérieure (ce qui représente 3 cm de haut environ).

**7.3.10** Ajouter 300 ml de la solution alcoolique (4.2) dans chacune des deux ampoules à décanter. Mélanger les contenus de chaque ampoule pendant 2 min, comme décrit en 7.3.4 et laisser reposer pendant 30 min.

**7.3.11** Éliminer la majeure partie de la phase aqueuse dans chaque ampoule en laissant quelques millilitres.

**7.3.12** Répéter les opérations décrites, en 7.3.10, si nécessaire.

NOTE 2 Les contenus des deux ampoules se trouvent prêts à être filtrés au même moment.

## 7.4 Filtration

**7.4.1** Mettre le filtre (5.7) dans l'unité de filtration (5.8) montée sur la fiole à filtrer (5.16) raccordée à la pompe à vide (5.18). Imprégner le filtre avec une petite quantité d'huile de paraffine (4.5) et mettre en marche la pompe à vide.

**7.4.2** Transvaser ensuite directement dans l'unité de filtration le contenu des deux ampoules à décanter.

**7.4.3** Ajouter dans l'ampoule à décanter supérieure environ quatre gouttes du détergent (4.6) à l'aide du compte-gouttes (5.17) et 10 ml d'eau filtrée. Boucher l'ampoule, agiter énergiquement en faisant

rouler le liquide le long de la paroi et en procédant à plusieurs retournements.

Replacer l'ampoule à décanter sur son support et laisser s'écouler le produit du lavage dans l'ampoule à décanter inférieure. Boucher l'ampoule à décanter inférieure et agiter le contenu de celle-ci en rinçant les parois, comme précédemment. Replacer l'ampoule à décanter sur son support et laisser s'écouler le produit du rinçage dans l'appareil de filtration.

**7.4.4** Rincer ensuite les parois de chaque ampoule à décanter, à l'aide de la pissette (5.5), avec 20 ml de solution alcoolique en procédant successivement de l'ampoule à décanter supérieure à l'ampoule à décanter inférieure. Laisser s'écouler ensuite la solution sur le filtre dans l'unité de filtration et rincer le réservoir de l'unité de filtration avec la solution alcoolique puis la base de la partie cylindrique à l'éthanol ou au méthanol (4.1), puis à l'aide d'une pissette avec une petite quantité de la solution de détergent (4.7) afin de faire passer sur le filtre les impuretés qui sont souvent retenues à cet endroit.

**7.4.5** Retirer le filtre avec la pince (5.15) et le placer dans le fond d'une boîte de Petri. Le faire sécher dans l'étuve (5.19) réglée entre 37 °C et 40 °C, en la couvrant avec son couvercle légèrement décalé ou avec un entonnoir retourné pour éviter des pollutions accidentelles. Lorsque le filtre est sec, déposer sur celui-ci quelques gouttes du mélange éthanol/glycérol (4.3) à l'aide du compte-gouttes (5.17).

## 7.5 Examen microscopique

(Voir annexe A et annexe D.)

**IMPORTANT** — L'opérateur doit être capable de différencier les débris d'insectes ou d'acariens dispersés sur le filtre des fragments de péricarpe dans la farine.

À l'aide du microscope (5.10), au grossissement  $\times 25$ , puis  $\times 30$ , identifier les impuretés suivantes sur chaque bande du filtre:

- a) poils de rongeurs et leurs fragments;
- b) insectes entiers (larves, nymphes ou adultes);
- c) fragments d'insectes (y compris écailles de papillons), œufs d'insectes, acariens entiers et leurs fragments.

Compter le nombre d'impuretés de taille supérieure à 30  $\mu\text{m}$  dans chaque catégorie et, si nécessaire, déterminer la taille minimale des impuretés dans chaque catégorie en utilisant l'oculaire micrométrique. Si nécessaire, les impuretés groupées dans la catégorie c) peuvent être dénombrées séparément.

Il peut être nécessaire d'utiliser un grossissement de  $\times 75$  ou  $\times 80$  pour étudier les impuretés qui sont difficiles à identifier.

L'identification des fragments peut être facilitée en sondant avec une aiguille montée (5.12) les différentes matières organiques présentes sur le filtre ou en les déplaçant pour les rassembler dans une zone propre ménagée au milieu du filtre.

Noter également la présence et la nature des impuretés qui ne sont pas d'origine humaine ou animale, et des impuretés d'origine humaine ou animale qui ne sont pas spécifiées dans les catégories a) à c) ci-dessus. Donner une description détaillée de ces impuretés afin de le spécifier dans le rapport d'essai (par exemple, fils colorés en matière synthétique, débris métalliques, particule minérale, cheveu ou poil humain, poil de chat, plume ou duvet d'oiseau, etc.).

## 7.6 Nombre de déterminations

Effectuer deux déterminations sur des prises d'essai prélevées à partir du même échantillon pour laboratoire.

## 8 Expression des résultats

Si les conditions de répétabilité sont remplies (voir article 10), exprimer séparément les résultats pour chaque filtre, en tant que nombre d'impuretés trouvé dans chaque catégorie.

Si les conditions de répétabilité ne sont pas remplies, effectuer deux nouvelles déterminations après homogénéisation de l'échantillon pour laboratoire.

Dans le cas où l'on trouve au moins un poil de rongeur ou un fragment de poil dans l'une des deux prises d'essai, effectuer quatre nouvelles déterminations et exprimer séparément les résultats pour chacune des six déterminations.

## 9 Répétabilité

La différence absolue entre deux résultats d'essai individuels indépendants, obtenus à l'aide de la même méthode sur un matériau identique soumis à l'essai dans le même laboratoire, par le même opérateur utilisant le même appareillage et dans un court intervalle de temps, ne doit pas être supérieure à 10 fragments.

## 10 Rapport d'essai

(Voir l'exemple donné dans l'annexe B.)

Le rapport d'essai doit indiquer

- la méthode d'échantillonnage (si elle est connue) et si les exigences particulières de l'article 6 ont été remplies,
- la méthode utilisée,
- le(les) résultat(s) d'essai obtenu(s), et

— si la répétabilité a été vérifiée, le résultat final cité qui a été obtenu.

Il doit en outre mentionner tous les détails opératoires non prévus dans la présente Norme internationale ou facultatifs, ainsi que les incidents éventuels susceptibles d'avoir agi sur les résultats.

Le rapport d'essai doit donner tous les renseignements nécessaires à l'identification complète de l'échantillon.

iTeh STANDARD PREVIEW  
(standards.iteh.ai)

ISO 11050:1993

<https://standards.iteh.ai/catalog/standards/sist/52f0c0e0-4180-4180-4180-4180/iso-11050-1993>

## Annexe A (informative)

### Définitions et caractéristiques des fragments retrouvés sur les filtres

#### A.1 Définitions

Pour les besoins de la présente annexe, les définitions suivantes s'appliquent.

**A.1.1 abdomen:** Partie postérieure du corps d'un insecte, sans tête ni thorax, comportant huit segments ou plus lorsqu'il est entier.

**A.1.2 appendices:** Prolongements nettement différenciés du corps d'un arthropode; par exemple, pattes, ailes, antennes et urogomphes.

**A.1.3 soies:** Poils fins mais raides, plus ou moins longs, présents sur la cuticule des insectes.

NOTE 3 Les poils sensoriels sont appelés setae.

**A.1.4 chenilles:** Larves des *Lepidoptera* spp.

NOTE 4 Le papillon constitue l'adulte et la nymphe s'appelle chrysalide.

**A.1.5 capsule céphalique:** Partie sclérotinisée d'une exuvie contenant la tête de la larve qui a mué. Également appelée «capsule de tête».

**A.1.6 mues:** Changement de cuticule chez l'insecte juvénile permettant la croissance.

NOTE 5 L'ancienne cuticule est appelé exuvie.

**A.1.7 exuvies:** Cuticules modifiées durant la mue.

**A.1.8 fausses pattes:** Extensions charnues de la partie inférieure de l'abdomen de certaines larves, présentant parfois une couronne de fins crochets en chitine. Ceux-ci aident à la fixation au substrat et au déplacement. Les larves de lépidoptères ont au moins deux paires de fausses pattes placées à la partie postérieure du corps.

**A.1.9 palpes:** Terme commun désignant les appendices sensoriels situés près de la capsule céphalique des insectes. Ils peuvent être situés à proximité des yeux et s'appeler antennes ou être associés aux pièces buccales et s'appeler alors palpes.

**A.1.10 insectes:** Classe d'animaux de l'embranchement des arthropodes, dont certains sont considérés comme nuisibles pour les denrées entreposées.

**A.1.11 stades juvéniles:** Différents états du développement des insectes avant qu'ils ne soient adultes, par exemple, œuf, larve, nymphe et chrysalide.

NOTE 6 Ce terme est utilisé le plus souvent pour désigner les stades actifs de la larve et de la nymphe.

**A.1.12 labre:** Lèvre supérieure recouvrant l'ouverture de la bouche de certains insectes aux stades larvaire ou adulte.

**A.1.13 mandibules:** Pièces buccales sclérotinisées des insectes servant à la dilacération ou au broyage des aliments.

**A.1.14 acariens:** Arthropodes de très petite taille, de la classe des *Arachnida*, sous-classe *Acarina*, vivant souvent en colonies.

**A.1.15 péricarpe:** Enveloppe externe du grain qui donne le son après écrasement du grain et séparation de la farine.

**A.1.16 écailles:** Soies transformées en éléments plats ressemblant à des écailles de poisson et qui recouvrent le corps de certains insectes, en particulier les ailes des *Lepidoptera* spp.

**A.1.17 stade:** État de développement d'un insecte ou d'un acarien, par exemple, œuf, larve, nymphe, chrysalide, adulte.

**A.1.18 urogomphes:** Saillies en forme de pointes de la cuticule du dernier segment abdominal des larves de certains insectes. Ces éléments communs à de nombreuses espèces de *Coleoptera* spp. sont parfois distinctifs.

NOTE 7 Les extensions abdominales des cafards sont appelées cerci.

**A.1.19 élytres:** Ailes antérieures indurées des *Coleoptera* spp. utilisées comme ailes fixes durant le vol et comme étui protecteur des ailes postérieures membraneuses.



## A.2 Caractéristiques

La distinction entre les fragments végétaux et animaux est réalisée en fonction de leurs caractéristiques d'aspect général et de structure.

Les stades juvéniles entiers d'insectes sont faciles à reconnaître. La couleur des fragments d'insectes et de certains acariens très sclérotinisés est brun clair à brun gris, avec une surface à aspect brillant, ou comportant des petites protubérances, des dépressions, des petits trous ou des stries régulières. Les acariens des denrées entreposées sont généralement blancs translucides. Les fragments d'origine végétale ont un aspect mat et sont généralement de couleur brun roux clair.

Les fragments rencontrés le plus souvent proviennent des appendices (pattes, antennes) ou de parties spécialement résistantes comme les mandibules. Quand il s'agit de fragments des autres parties du corps (tête, élytres, abdomen, etc.), on les distingue à leur aspect translucide et leur assemblage en plaques juxtaposées pour les plus gros. Contrairement aux fragments du péricarpe des grains qui présentent des parois cellulaires visibles

aux grossissements indiqués, avec des membranes celluloses épaisses, on ne distingue pas de structure cellulaire dans la cuticule des insectes, à l'observation microscopique. La surface des fragments d'insectes porte généralement une ponctuation fine en creux, irrégulière et parsemée de petites dépressions circulaires, au centre desquelles on distingue parfois la base de poils ou soies (voir figure A.1).

Les poils de rongeurs ont une structure interne en forme de stries noires transversales, aux formes irrégulières, plus ou moins nettes selon l'état de digestion du poil, empilées sur la totalité de la longueur. Par contre, les poils et cheveux humains ainsi que les poils des animaux domestiques présentent une structure continue sans strie.

Certains fragments très minces peuvent être de taille assez grande lorsqu'il s'agit de mues entières d'insectes. Ils sont assez faciles à identifier, car ils portent encore des poils (soies) ou ont des formes caractéristiques de l'organe qu'ils enveloppaient (capsule céphalique pour la tête, forme des membres, crochets en cercle des fausses pattes de chenilles, etc.).

**iTeh STANDARD PREVIEW**  
(standards.iteh.ai)

ISO 11050:1993

<https://standards.iteh.ai/catalog/standards/sist/52fe4a05-8b93-4938-a3ac-4cbf1dc329e1/iso-11050-1993>