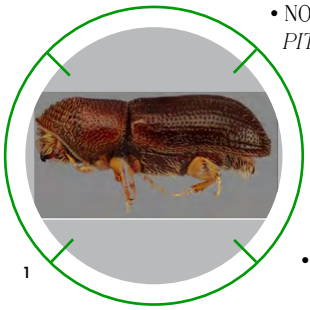
FICHE DE RECONNAISSANCE SORE*

*SURVEILLANCE OFFICIELLE DES ORGANISMES NUISIBLES RÉGLEMENTÉS OU EMERGENTS



1

- NOM SCIENTIFIQUE
  PITYOPHTHORUS JUGLANDIS
- NOM VERNACULAIRE
  SCOLYTE DES POUSSES DU NOYER
- CATÉGORIE TAXONOMIQUE
  INSECTE
- ORDRE
  COLEOPTERA
- FAMILLE
  CURCULIONIDAE
- OEPP
  PITOJU

1) FILIÈRES ET PLANTES HÔTES

FILIÈRES ET SOUS-FILIÈRES CONCERNÉES	PLANTES HÔTES • Sensibilité/expressivité des symptômes • Symptômes spécifiques	VOIES D'ENTRÉES
ARBORICULTURE FRUITIÈRE *- Fruits à coque* FORÊT ET BOIS *- Bois* *- Forêt* JEVI *- Arboretums* *- Aéroports internationaux, ports de commerce et MIN* *- Campings* *- Infrastructures, zones industrielles, zones commerciales, cimetières* *- Jardins d'amateurs* *- JEVI des villes de +10000 habitants* *- Parcs de loisirs*	*Juglans nigra* (Noyer noir d'Amérique) • Forte • Non *Pterocarya* (Ptérocaryers) • Moyenne • Non *Juglans* (Autres noyers dont noyer commun), *Juglans major* (Noyer de l'Arizona) • Faible • Non	- Végétaux destinés à la plantation autres que semences - Grumes (Le scolyte peut se retrouver dans des grumes ou déchets de bois) - Emballages en bois (Le scolyte peut se retrouver dans des grumes ou déchets de bois) - Autres produits bois - Propagation naturelle

• PLANTES HÔTES

L'ensemble des plantes hôtes se trouvent dans les instructions-filières des filières ci-dessus.

2) MODE DE TRANSMISSION / DISSÉMINATION

De manière naturelle, le scolyte des pousses du noyer se déplace de 1,6–3,2 km, mais il arrive qu'il soit emporté à près de 80 km par fort vent. Il peut également se propager dans des régions qui lui seraient naturellement inaccessibles par l'intermédiaire d'écorces contaminées, de bois de grumes, de déchets de bois ou de plantes.

3) BIOLOGIE

Le scolyte du noyer a été signalé pour la première fois en 1928 en Arizona et en 2013 en Europe, au nord-est de l'Italie (Vénétie)

C'est un insecte xylophage de l'ordre des Coléoptères. Il a été récemment associé au champignon *Geosmithia morbida*. Ce sont les principaux organismes responsables de la disparition de variétés de noyers.

Il est facilement distinguable par ses 4 à 6 rangées concentriques sur le prothorax. Les adultes de couleur brun rougeâtre mesurent en moyenne entre 1,5 et 1,9 millimètres de longueur.

RÉGLEMENTATION ET DISTRIBUTION

STATUT RÉGLEMENTAIRE
ORGANISME DE QUARANTAINE DE L'UNION (OQ)

DISTRIBUTION DE L'ORGANISME NUISIBLE ■ Présent ■ Transitoire

En Californie, il y a 2 à 3 générations par an. Par contre, en Italie, ce sont deux générations qui se chevauchent au cours d'une période s'étalant de mai à octobre.

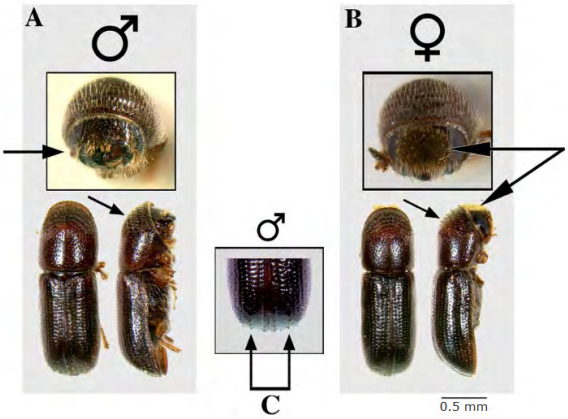
Les adultes émergent lorsque les températures sont supérieures à 18°C. Puis, ces insectes creusent des galeries de reproduction horizontales où les femelles fécondées vont pondre leurs œufs. Les larves, en forme d'arc de cercle, n'ont pas de pattes. Leur corps est blanc et la capsule céphalique brun rouge. Lorsqu'elles éclosent, elles vont creuser des galeries d'alimentation verticales (ce qui permet l'inoculation du champignon *Geomisthia morbida* par le phloème). Elles achèvent leur développement dans ces galeries et vont ensuite se propager dans une chambre nymphale où elles émergeront ensuite sous forme adulte (Jullien, 2017).

Pityophthorus juglandis hiverne sous l'écorce, sous forme de larves à maturité, de pupes ou encore de jeunes coléoptères adultes. Il résiste très bien au froid et survit à des températures inférieures à –15 °C.

Les spores du champignon pathogène *Geosmithia morbida* sont peu susceptibles de se disséminer en l'absence de son unique insecte vecteur *P. juglandis* (Jullien, 2017).

2

3



4

4) EXAMEN VISUEL

LIEUX À VISITER	OBJETS À INSPECTER	ON VECTORISÉS
- Vergers - Peuplements de noyer - Sujets en JEVI	- Feuillage - Branches - Ecorce - Emballage en bois - Grumes	- Maladie des mille chancres (*Geosmithia morbida*)

Signes de présence à rechercher :

- Chancres souvent sous-corticaux (visibles après élimination d'une fine pellicule d'écorce).

Une coloration externe de l'écorce peut parfois être observée (selon l'espèce de noyer et la nature de l'écorce).

- Association de ces chancres à des marques de présence d'insectes (orifices, galeries sous-corticales) mais ces dernières ne sont pas toujours bien visibles (orifices de très petite taille, écorce rugueuse, ...).

• PÉRIODE DE SYMPTOMATOLOGIE

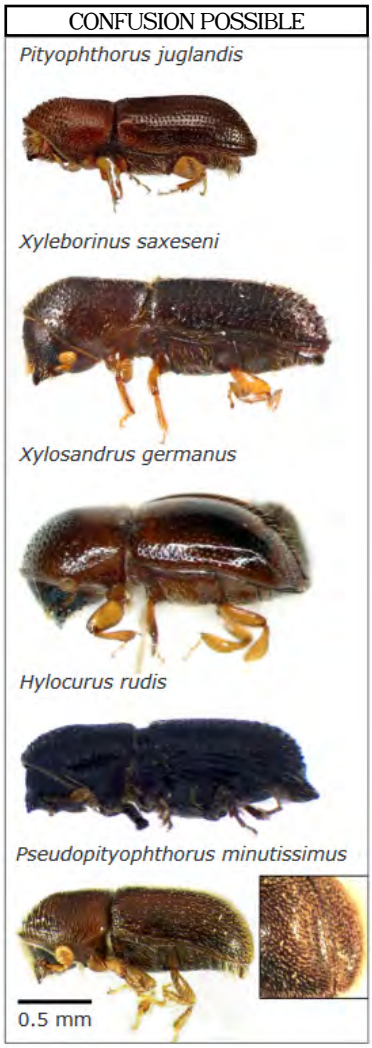
JAN FEV MAR AVR MAI JUIN JUIL AOU SEPT OCT NOV DEC

• PÉRIODE DE SYMPTOMATOLOGIE OPTIMALE

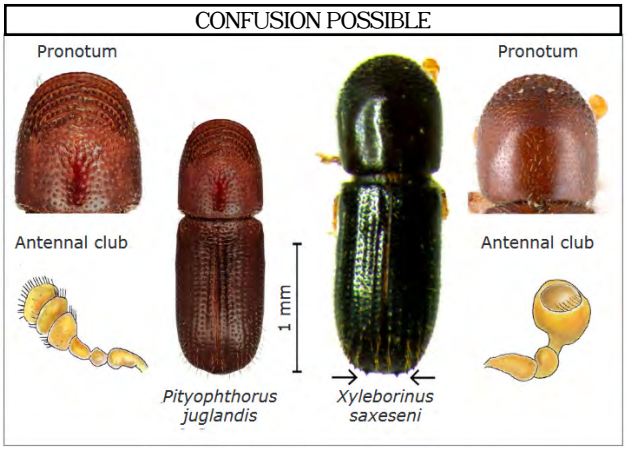
JAN FEV MAR AVR MAI JUIN JUIL AOU SEPT OCT NOV DEC

•• CONFUSION POSSIBLE

Geosmithia morbida peut être confondu avec d'autres scolytes.



5



6

•• AUTRE ORGANISME OBSERVABLE

La surveillance de *Pityophthorus juglandis* peut être combinée avec celle de *Geosmithia morbida* (GEOHMO).

5) PRÉLÈVEMENTS

PRÉLÈVEMENT À RÉALISER
Sur espèces hôtes (*Juglans spp. et Pterocarya spp.*) pour la maladie des chancres : Localisation Prélèvement : - Dans la couronne : zones du houppier avec éclaircissement, jaunissement / flétrissement foliaire, ou dépérissement de branches. Privilégier des branches présentant des flétrissements foliaires ou dépérissements récents - Sur le tronc : zones avec chancre (coloration externe de l'écorce ou craquelure signalant la présence d'un chancre, parfois observées) Nature du Prélèvement : - Tronçons de branches (au moins 2 cm de diamètre) présentant de petites zones chancreuses ou des chancres - Fragments d'écorce (+ bois adhérent) avec chancres, (par exemple, prélèvement à l'aide de ciseaux à bois sur le tronc, ...) Période : été (début jusqu'à mi été préférentiellement) Le matériel de prélèvement doit être stérilisé après chaque opération.
MATRICE PRÉLÈVEMENT
- Tige, branche, tronc
ADRESSES LABORATOIRES DE RÉFÉRENCE / PRÉLÈVEMENTS
Anses, laboratoire de la santé des végétaux, Unité d'Entomologie et Plantes invasives, Site de Montpellier, CBGP Campus International de Baillarguet, 755 avenue du campus Agropolis, CS 30016, FR-34988 MONTFERRIER-SUR-LEZ CEDEX

6) PIÉGEAGE

TYPE DE PIÈGE
- Phéromone
ADRESSES LABORATOIRES DE RÉFÉRENCE / PIÉGEAGE
- Anses, laboratoire de la santé des végétaux, Unité d'Entomologie et Plantes invasives, Site de Montpellier, CBGP Campus International de Baillarguet, 755 avenue du campus Agropolis, CS 30016, FR-34988 MONTFERRIER-SUR-LEZ CEDEX

• PÉRIODE DE PIÉGEAGE

JAN FEV MAR AVR MAI JUIN JUIL AOU SEPT OCT NOV DEC

• COMMENTAIRE / PÉRIODE DE PIÉGEAGE

Période de piégeage de la mi mai à fin septembre avec des relevés tous les 14 jours.

• DESCRIPTION DU PIÉGEAGE

Les pièges sont de type multifunnels (multiples entonnoirs). Ils capturent les mâles et femelles grâce à une capsule de phéromones spécifiques de l'espèce (phéromone d'agrégation qui est produite par le mâle). En général, le piège utilisé est à quatre unités, mais ceux avec un plus grand nombre d'entonnoirs peuvent être utilisés.

La phéromone a une durée d'efficacité de 60 jours, mais si les conditions météorologiques sont défavorables (forte chaleur au-dessus de 30°C pendant quelques jours) les capsules diffusent plus rapidement. Afin d'assurer la qualité du piégeage, il est conseillé les changer au bout de 45 jours. Ce dispositif de piégeage a une très bonne spécificité vis-à-vis de *Pityophthorus juglandis*. Pour la détection, une faible densité de pièges suffit (1 piège par parcelle sur différents sites). Le piège doit être à une hauteur de 3 mètres minimum pour avoir un maximum d'efficacité. Il n'est pas mis directement dans un arbre mais placé sur un poteau (ou tige métallique comme sur la photo) au centre du verger.

Le poteau doit être planté au sol. Pour bien maintenir le poteau et pour pouvoir le retirer plus facilement lors des relevés, il est possible qu'il soit inséré dans un tube enterré dans le sol à une profondeur suffisante. Puis le piège est accroché au sommet du poteau à l'aide d'un fil de fer.

Il faut s'assurer que les entonnoirs du piège soient complètement étendus et que le piège soit suspendu verticalement. Pour cela, il peut être utilisé un fil pour fixer le dernier entonnoir à un endroit plus bas du poteau. Cela maintiendra le piège vertical et réduira le risque de dommages causés par le vent.

Une fois le piège fixé, la capsule est mise en place. La poche de la capsule est accrochée sur un des fils qui relient le 2ème et le 3ème entonnoir, et positionnée à l'intérieur de ce dernier. Si le piège est composé de 12 entonnoirs, la capsule doit être positionnée au 6ème entonnoir.

Attention à ce que la capsule n'obstrue pas le fond de l'entonnoir. La capsule doit être changée tous les 2 mois surtout en cas de fortes chaleurs.

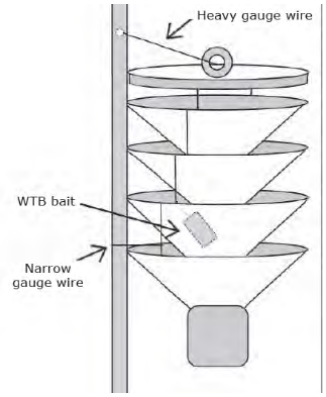
Sous le piège, se trouve un bol blanc qui récupèrent les insectes piégés. Ce bol doit être humidifié pour obtenir de meilleurs résultats. Il faut y mettre 5 cl d'antigel composé de propylène glycol (couleur rose) dilué dans de l'eau (5 cl) afin d'immobiliser les insectes. Il est important d'utiliser un antigel ne contenant pas d'éthanol (qui attire d'autres insectes) ni d'éthylène glycol (qui est toxique pour la faune).

7

8

9

10



11

12

• PROCÉDURE D'ENVOI DU PRÉLÈVEMENT ET DU PIÉGEAGE

Pour collecter les insectes piégés, il faut retirer le bol blanc et verser tout son contenu (feuilles et insectes) à travers un filtre (de café) dans un autre bol vide. Pour être sûr que tous les insectes sont récupérés, il faut rincer le bol plusieurs fois avec de l'antigel (le même qui a servi à immobiliser les insectes dans le piège).

Bien rassembler les insectes dans le fond du filtre à café et découper le filtre à café à 2 ou 3 cm au-dessus des insectes. Replier le fond du filtre, le mettre dans un flacon de 60 ml, et verser 10 à 15 ml d'éthanol à 45 %, soit ¼ du flacon.

Le flacon doit être étiqueté (bien préciser la localisation du piège et le jour du relevé).

Bien vérifier que le flacon est bien hermétiquement fermé.

7) MESURES À PRENDRE

• EN CAS DE SUSPICION

Toute personne qui soupçonne la présence de cet organisme nuisible est priée de le signaler immédiatement à sa Direction régionale de l'alimentation, de l'agriculture et de la forêt (DRAAF)-Service régional de l'alimentation (SRAL) en joignant si possible des photos de l'organisme ou des symptômes observés.

8) BIBLIOGRAPHIE ET CONTRIBUTEURS

BIBLIOGRAPHIE ET RESSOURCES EXISTANTES

• Detecting and Identifying the Walnut Twig Beetle: Monitoring Guidelines for the Invasive Vector of Thousand Cankers Disease of Walnut. UC IPM

• Agroscope Fiche technique | No 99 / 2019 | Maladie des mille chancres du noyer

• EPPO (2015) Pest risk analysis for Thousand cankers disease (Geosmithia morbida and Pityophthorus juglandis). EPPO, Paris.

• EPPO Pityophthorus juglandis EPPO datasheets on pests recommended for regulation. Available online.

• Fiche diagnostique Geosmithia morbida

PHOTOGRAPHIE

1. Adulte Femelle, profil latéral © S. Valley, Oregon Department of Agriculture 2. Trous formés au niveau du tronc par P. juglandis © Montecchio, 2014 3. Galeries de scolyte visibles sous l'écorce d'un noyer commun (Juglans regia) et infection fongique dans le tissu environnant © Agroscope 4. Comparaison des caractères morphologiques des mâles (A) et des femelles (B). Les flèches indiquent le degré de pubescence (couverture du poil) sur les fronts mâles et femelles (visage) et l'apex avant le point médian du moitié antérieure du pronotum (haut du dos) ainsi que des granules sur la déclivité de l'élytre mâle (C) © University of California - A. D. Graves, USDA Forest Service 5. Comparaison de profil de Pityophthorus juglandis avec d'autres scolytes (Xyleborinus saxeseni, Xylosandrus germanus, Hylocurus rudis et Pseudopityophthorus minutissimus) © S. Valley, Oregon Department of Agriculture, J.A. King, UC Davis, antennal club, S. M. Hishinuma and A. Richards, UC Davis, Pest and Diseases Library, Australia, J. A. King, UC Davis 6. Comparaison morphologique de Pityophthorus juglandis et Xyleborinus saxeseni © S. Valley, Oregon Department of Agriculture, J.A. King, UC Davis, antennal club, S. M. Hishinuma and A. Richards, UC Davis, Pest and Diseases Library, Australia, J. A. King, UC Davis 7. Exemple de capsule de phéromone pour P. Juglandis © forest distributing 8. Exemple de piège multifunnel © forest distributing 9. Photo installation piège en verger de noyers © USDA Forest Service 10. Photo de la fixation du piège au mât © UC Davis 11. Schéma de la pose de la capsule de phéromone dans le piège © UC Davis 12. Photo du relevé de piège © S. M. Hishinuma, UC Davis.

CONTRIBUTEURS

Jérôme Boyer (DRAAF-SRAL Bourgogne-Franche-Comté), Bénédicte Delarue (DGAL-BSV)

CETTE FICHE A ÉTÉ VALIDÉE PAR

Martin Strugarek (DGAL-BSV)

PRODUCTION
Plateforme ESV
Version du 18 Janvier 2022

https://fichesdiag.plateforme-esv.fr/fiches/Fiche_Diagnostique_PITOJU_Pityophthorus_juglandis.pdf