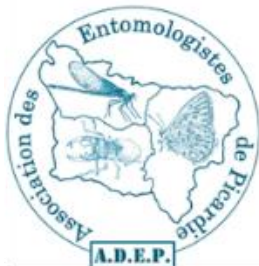




Association des Entomologistes de Picardie - 2025

Inventaire des coléoptères saproxyliques de la zone Natura 2000 « Massif forestier de Saint-Gobain » (FR2200392)

Rapport intermédiaire 2025



Réalisation

ADEP, Association des Entomologistes de Picardie,

17 rue James de Rothschild – 60200 Compiègne.

E-mail : secretariat@adepentomo.fr

Site : adepentomo.fr

Référencement

RAMANANKATSOINA T., PRESSON C., YVINEC J.-H., CAGNIARD D. & VANHOOVE F. (2025). Inventaire des coléoptères saproxyliques de la zone Natura 2000 « Massif forestier de Saint-Gobain » (FR2200392). Rapport intermédiaire 2025. *Association Des Entomologistes de Picardie*, 28p. + annexes

Phase Terrain

Chargés d'études : Bignolais Hugo & Ramanankatsoina Théodore.

Service civique : Presson Clément

Stagiaires : Carlu Louise, Farigoul Matthieu, Guérout Isaac, Pinart Clément & Ruchalski Nathan

Bénévoles : Cagniard Dominique, Deroo Pierre, Orvane Patrick, Vanhooove François & Yvinec Jean-Hervé

Tri et détermination

Antheaume Philippe, Bertrand Michel, Cagniard Dominique, Carlu Louise, Colindre Laurent, Derozier Carole, Farigoul Matthieu, Guérout Isaac, Quindroit Clovis, Lohez Daniel, Pinart Clément, Presson Clément, Ramanankatsoina Théodore, Reisdorf Philippe, Rose Olivier, Salamé François, Sinnaeve Thierry, Vidal Emmanuel & Yvinec Jean-Hervé

Analyse et Rédaction

Ramanankatsoina Théodore & Yvinec Jean-Hervé

Relecture

Bocquillon Jean-Claude, Cagniard Dominique, Derozier Carole, Duquef Yann, Vanhooove François

Couverture

Cis fissicollis (Mellié, 1848) sur *Bjerkandera adusta* (en Z12 de la forêt de Saint-Gobain ; © ADEP) ; Pose de piège à émergence sur cavité basse (© ADEP) ; Grume avec traces d'émergence de coléoptères saproxyliques (© ADEP) ; Souche avec carie rouge cubique (© ADEP)

Table des matières

1. Contexte et objectifs	5
2. Matériels et méthodes	5
2.1 Description de la zone d'étude	5
2.2 Protocole d'échantillonnage.....	7
2.2.1 Piège à émergence.....	7
2.2.2 Piège vitre Polytrap®	8
2.2.3 Piège Barber	9
2.2.4 Calendrier des relevés.....	9
2.2.5 Piège à phéromones	10
2.3 Identification en laboratoire	10
2.4 Description des sites prospectés	11
2.4.1 Sites prospectés en 2025.....	11
3. Bilan	15
3.1 Inventaire des coléoptères saproxyliques	15
3.1.1 Indice de patrimonialité	17
3.1.2 Présentation de quelques espèces fortement patrimoniales.....	17
3.2 Prospections au filet de voiture.....	19
3.3 Recherche d' <i>Elater ferrugineus</i> (Linnaeus, 1758)	20
3.3.1 Intérêt de la recherche.....	20
3.3.2 Méthode de recherche	22
3.4 Recherche de <i>Porthmidius austriacus</i> (Schrank, 1781).....	23
3.5 Recherche de <i>Lucanus cervus</i> (Linnaeus, 1758)	24
3.6 Recensement d'autres espèces d'arthropodes.....	25
4. Conclusion	26
5. Bibliographie	27
6. Annexes	29

Liste des abréviations

- **ADEP** : Association Des Entomologistes de Picardie
- **B** : piège Barber
- **DOCOB** : Document d'Objectifs
- **FCSG** : forêt de Coucy-Basse-Saint-Gobain
- **FdV** : Filet de Voiture
- **IF** : Indice de Sténoécie
- **INPN** : Inventaire National du Patrimoine Naturel
- **IP** : Indice de Patrimonialité
- **ONF** : Office National des Forêts
- **PB** : Piège Bouteille
- **PE** : Piège à émergence
- **PP** : Piège à phéromone
- **PV** : Piège Vitre
- **RBD** : Réserve Biologique Dirigée
- **RBI** : Réserve Biologique Intégrale
- **UICN** : Union Internationale pour la Conservation de la Nature
- **WGS** : World Geodetic System
- **ZICO** : Zone d'Importance pour la Conservation des Oiseaux

1. Contexte et objectifs

Dans le cadre de la mission d'animation du site Natura 2000 du « Massif forestier de Saint-Gobain (FR2200392) », des actions d'inventaires et de suivis scientifiques sont mises en place dans le but d'améliorer les connaissances des communautés faunistiques et floristiques du site. Plusieurs organismes sont co-porteurs de cet axe d'animation : l'Office National des Forêts (ONF), le Conservatoire d'espaces naturels des Hauts-de-France (CEN HdF), l'Association pour le Développement de la Recherche et de l'Enseignement sur l'Environnement (ADREE), le Conservatoire Botanique National de Bailleul (CBNBL) et l'Association des Entomologistes de Picardie (ADEP). Cette dernière est chargée d'un suivi scientifique portant sur l'étude des coléoptères saproxyliques de l'annexe II de la Directive Habitats-Faune-Flore, ainsi que l'amélioration générale des connaissances sur les coléoptères saproxyliques du site. Pour ce faire, des relevés sur le terrain ont été réalisés en utilisant diverses méthodes d'inventaire : filet voiture, nappes de battage, filet à papillon, etc. En parallèle, des méthodes passives telles que l'utilisation de pièges vitre Polytrap® ont été mises en œuvre pour capturer des spécimens en continu. Ce rapport intermédiaire présente une synthèse des données récoltées lors de cette première année d'inventaire et les perspectives.

2. Matériels et méthodes

2.1 Description de la zone d'étude

La forêt domaniale de Saint-Gobain Coucy-Basse (ou massif forestier de Saint-Gobain ; *fig. 1*) est l'un des plus vastes massifs forestiers de Picardie et des Hauts-de-France, s'étendant sur 8774 hectares situés dans l'ouest du Laonnois, dans l'Aisne. Sa position géographique, à la confluence du Plateau Picard, du Bassin Parisien et de la Champagne, en fait une forêt inscrite au sein d'un paysage aux influences variées, tant d'un point de vue géologique que climatique. Cette forêt de plaine est également marquée par différents événements historiques, dont les deux guerres mondiales qui en ont profondément modifié la structure forestière, que ce soit par la destruction ou la sur-exploitation (SIMON, 1992). C'est l'addition de ces facteurs qui explique en partie la mosaïque d'habitats que l'on retrouve aujourd'hui dans cette forêt domaniale, plus marquée notamment du côté de Coucy-Basse.

Comme son nom l'indique, ce massif forestier regroupe deux forêts distinctes mais indissociables sur le plan de la gestion forestière. La première est la forêt de Saint-Gobain (*sensu stricto*), qui culmine à 216 mètres de hauteur et qui présente une futaie de hêtres relativement bien conservée et homogène. La seconde est la forêt de Coucy-Basse, en contrebas de la première et s'inclinant en pente douce vers la vallée de l'Oise. Plus impactée par les guerres, celle-ci présente une diversité de sylvofaciès plus marquée avec une prépondérance de chênes en taillis mais aussi d'essences pionnières telles que l'érable, le bouleau ou le tremble. Dans l'ensemble, ces deux forêts sont largement dominées par les feuillus (97%), dont quatre essences composent majoritairement le peuplement (ONF, 2017) : le Hêtre commun (23%), le Charme (18%), le Chêne sessile (17%) et le Chêne pédonculé (14%).

La gestion de la forêt domaniale est assurée par l'Office National des Forêts (ONF) et concilie de ce fait des fonctions économiques de production de bois, des fonctions sociales mais également des enjeux écologiques.

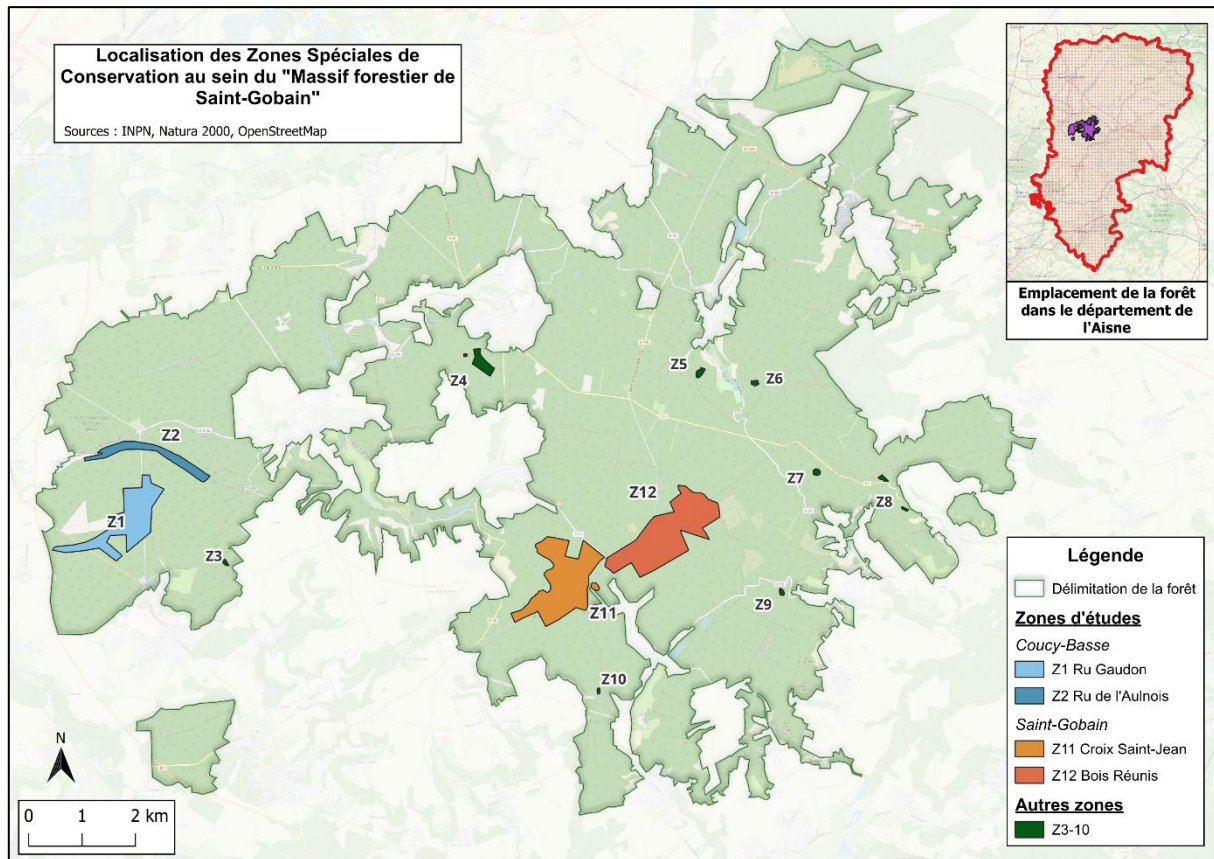


Figure 1 : Forêt domaniale de Saint-Gobain-Coucy-Basse et ses ZSC

D'un point de vue écologique, la forêt domaniale de Saint-Gobain-Coucy-Basse présente un fort intérêt car elle abrite un certain nombre d'espèces végétales rares et en limite de répartition (JAMINON & DECK, 2009), notamment un cortège floristique submontagnard, avec des espèces telles que *Equisetum sylvaticum* et *Oreopteris limbosperma*. Du côté faunistique et de par sa position au sein d'une trame boisée allant du Laonnois au sud de l'Oise, la forêt héberge un cortège d'espèces forestières des directives européennes (Oiseaux & Habitats-Faune-Flore) : Autour des palombes (*Astur gentilis*), Petit Rhinolophe (*Rhinolophus hipposideros*), Rainette verte (*Hyla arborea*) entre autres. Le Lucane cerf-volant (*Lucanus cervus*) est connu du massif forestier et son niveau d'enjeu de conservation y est considéré comme modéré, faute de données sur l'espèce (JAMINON & DECK, 2009). Un volet ciblé sur sa recherche a donc été mené par l'ADEP.

Le réseau Natura 2000 du massif forestier de Saint-Gobain est composé d'une zone de protection spéciale (ZPS) couvrant la quasi-totalité de la forêt et de 444 ha de zones spéciales de conservation (ZSC) au nombre de 12, dont la plupart sont des carrières souterraines de surfaces réduites (fig. 1). Quatre zones se démarquent par leur surface et ont été considérées par l'ADEP comme zones d'intérêt pour l'inventaire des coléoptères saproxyliques :

- à l'ouest sur le site de « Coucy-Basse » :
 - la zone 1 (Z1) d'une superficie de 95 ha et longeant le Ru Gaudon
 - la zone 2 (Z2) d'une superficie de 35 ha en une fine bande le long du Ru de l'Aulnois
- à l'est sur le site de « Saint-Gobain » :
 - la zone 11 (Z11) d'une superficie de 130 ha, nommée Croix Saint-Jean
 - la zone 12 (Z12) d'une superficie de 152 ha, nommée Bois Réunis

Globalement les sites de Coucy-Basse et de Saint-Gobain se distinguent par un peuplement plus hétérogène dû au parcellaire du côté de Coucy-Basse avec une majorité de Chênes pédonculés, tandis que le boisement de Saint-Gobain est plus homogène avec une claire dominance de la hêtraie et à une altitude plus élevée.

2.2 Protocole d'échantillonnage

Afin de fournir un inventaire le plus exhaustif possible de l'entomofaune présente dans la forêt de Saint-Gobain Coucy-Basse, l'ADEP a combiné une approche d'inventaire dite « de chasses actives » et une approche dite « passive » utilisant des piégeages divers. La seconde approche n'est pas limitée par la présence des prospecteurs et de ce fait, œuvre 24h/24. La première approche permet de récolter les espèces sur différents niveaux de la végétation (litière, strate herbacée, strate arbustive) ainsi que les espèces volantes (Lépidoptères, Odonates, Coléoptères, etc.). Différentes techniques sont utilisées pour la chasse active telles que :

- **Chasse à vue au sol** : permet d'inventorier certaines espèces qui ne tombent pas dans les pièges (Arachnides, Coléoptères, Hémiptères) et d'inventorier les micro-habitats, comme les cavités des vieux arbres..
- **Chasse à vue au vol** : utilisation de filets à papillons afin de capturer des individus d'Odonates, de Lépidoptères ainsi que des Diptères et des Hyménoptères.
- **Battage** : utilisation de parapluies japonais afin de capturer des individus d'Hétéroptères, d'Arachnides et de Coléoptères évoluant sur les strates arbustives ou arborescentes basses.
- **Fauchage** : utilisation de filets fauchoirs afin de capturer des individus d'Arachnides, d'Hétéroptères, d'Orthoptères et de Diptères qui s'abritent sur la végétation et plus particulièrement sur la strate herbacée.
- **Tamisage** : utilisation de tamis pour filtrer la litière ou les débris organiques, permettant d'extraire les arthropodes et d'échantillonner les micro-habitats peu accessibles.
- **Écorçage** : utilisation de piochons pour écorcer les branches et troncs à terre ou debout pour débusquer les coléoptères corticoles ou ceux qui y trouvent un refuge hivernal.
- **Filet de voiture** : utilisation de filets de voiture afin de capter les espèces en vol. La chasse au filet de voiture est très productive lorsque les conditions sont réunies (température, absence de vent, etc.). Elle permet de capturer une large diversité d'insectes en vol de manière rapide, efficace et dans différents types d'habitats, tout en ayant un impact limité sur l'environnement.

La seconde approche, dite de chasse passive, a consisté en la pose de pièges à émergence, de pièges vitre Polytrap[®], de pièges Barber et de pièges bouteille à miellée ou à phéromones.

2.2.1 Piège à émergence

Quatre pièges à émergence ont été installés en 2025 sur des arbres présentant des cavités jugées favorables au développement des insectes saproxyliques. Ces cavités avaient été identifiées lors de prospections ciblées pendant l'hiver 2024-2025. Chaque piège se compose de toiles agrafées autour des ouvertures de la cavité, associées à des tubes collecteurs et des flacons de capture (*fig. 2*). Bien que létaux pour les insectes, ces dispositifs permettent de récolter les spécimens sans altérer la structure du bois mort ou du terreau de la cavité.

Les pièges ont été posés le 28 avril 2025 et le 14 mai 2025 (*fig. 3*). Les relevés ont été effectués de manière mensuelle (mais vérification hebdomadaire) par l'ADEP afin de suivre les périodes

d'émergence, et les pièges devaient être démontés dès la première observation de *Limoniscus violaceus*. Finalement, cette espèce n'a été observée ni lors de la phase de recherche et de prospection des cavités, ni durant le déploiement des pièges à émergence (recherche préalable à vue dans le terreau).

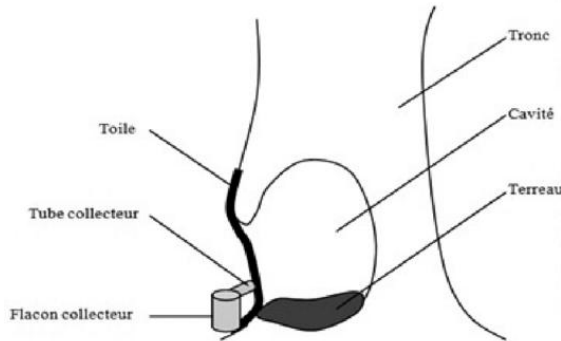


Figure 2 : Piège à émergence (© Gouix N.)



Figure 3 : Piège à émergence installé par l'ADEP en Z1 en forêt de Coucy-Basse (© ADEP)

2.2.2 Piège vitre Polytrap®

Le piège Polytrap® est un piège vitre solide, léger et facile à transporter et à assembler (fig. 4). Il permet d'obtenir une image proche de la réalité en termes de richesse spécifique des coléoptères saproxyliques du site piégé. De plus, c'est un piège facile à appréhender qui peut être géré par des non-entomologistes (BRUSTEL, 2004).

Cette année, quatre pièges vitre Polytrap® ont été installés, deux en Z2 Ru de l'Aulnois à Coucy-Basse et deux autres en Z12 Bois Réunis à Saint-Gobain (fig. 5). Les deux pièges sur un même site sont posés à des strates différentes (l'un à 2-3 mètres et l'autre à 4-5 mètres de hauteur) et à au moins 20 mètres de distance l'un de l'autre pour assurer une indépendance entre les pièges (NAGELEISEN & BOUGET, 2009). En 2025, ils ont été actifs durant 86 jours, du 17 avril 2025 au 11 juillet 2025.

Pour détecter un maximum d'espèces et notamment les plus communes, un minimum de trois années d'échantillonnage consécutives est recommandé (MARTIKAINEN & KAILA, 2004).

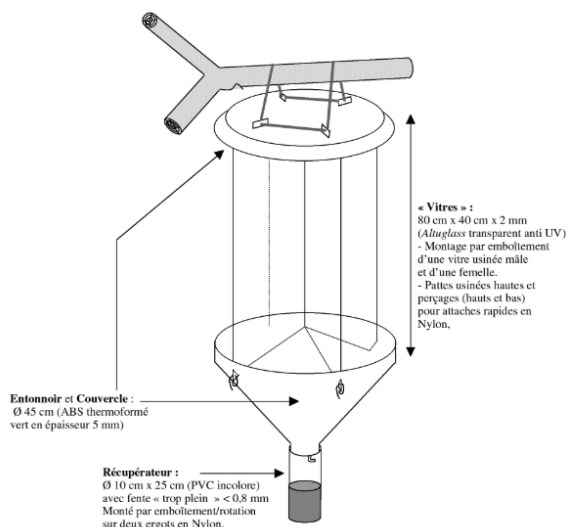


Figure 4 : Piège Polytrap® (© Brustel, 2004)

Figure 5 : Piège Polytrap® posé en Z2 Ru de l'Aulnois (© ADEP)

Le flacon récepteur du piège était rempli au tiers par un mélange d'alcool à 95° (20% volume total) et d'eau (80% volume total), l'alcool étant un attractif puissant pour les coléoptères saproxyliques. Ce mélange a ensuite été saturé en sel (360g.L⁻¹) et quelques gouttes de liquide vaisselle ont été ajoutées afin de diminuer la tension de surface et permettre aux insectes collectés de couler.

2.2.3 Piège Barber

Le troisième dispositif consiste à la pose de piège Barber (fig. 6 & 7). Ce type de piège permet l'interception des arthropodes se déplaçant au sol. Celui-ci est rempli de la même solution d'eau salée, d'éthanol et de tensioactif que les Polytrap®. Ce piège est moins spécifique pour les coléoptères saproxyliques que le piège vitre mais la solution permet néanmoins d'attirer une portion non négligeable d'entre eux, notamment les espèces aptères évoluant dans la litière qui ne sont pas capturées par les autres types de pièges. Le toit installé au-dessus du dispositif permet d'éviter que des micromammifères et des amphibiens ne tombent dedans.

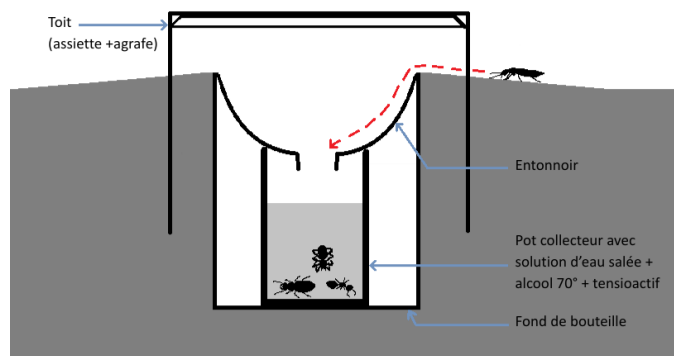


Figure 6 : Schéma du piège Barber (© ADEP, inspiré de LE LUHERNE & CAILLOT, 2018)



Figure 7 : Piège Barber installé à la Cavée des Rois (© ADEP)

Au sein des sites, l'emplacement des pièges a été déterminé en fonction de la présence à proximité de microhabitats favorables aux coléoptères saproxyliques (arbres âgés, cavités basses ou hautes, champignons lignicoles, chablis...). Ce choix permet d'augmenter les chances de capter les espèces les plus exigeantes du site (NOBLECOURT et al., 2014).

2.2.4 Calendrier des relevés

Les relevés de pièges, effectués tous les 7 à 10 jours par l'ADEP étaient effectués de la manière suivante :

1. Récupération des individus récoltés dans le flacon récepteur dans un sac plastique Ziplock®.
2. Identification du sac en indiquant la date et le numéro de piège selon la terminologie suivante : *Coucy ou StGob ZoneConcernée jj/mm/aaaa NomDuPiège.*

3. Remise à niveau des flacons récepteurs en utilisant le mélange alcool-eau-sel-liquide vaisselle précédemment décrit. Régulièrement le liquide est changé et le précédent récupéré afin de ne pas polluer le site avec du sel ou autres produits.
4. Transfert du contenu du sac dans un flacon avec le même identifiant pour mise en réserve avant tri et identification.

Le calendrier de pose, relevés et retrait de pièges en 2025 est le suivant :

Piège	03/04/25	10/04/25	16/04/25	17/04/25	22/04/25	28/04/25	14/05/25	23/05/25	02/06/25	12/06/25	19/06/25	27/06/25	03/07/25	11/07/25
PV1	jaune	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré
PV2	jaune	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré
PV3			jaune	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré
PV4			jaune	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré
B1		jaune	vert clair	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré
B2		jaune	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré
B3			jaune	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré
B4				jaune	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré
B5					jaune	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré
PE1		jaune	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré
PE2		jaune	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré
PE3					jaune	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré
PE4					jaune	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré	gris barré

Figure 8 : Calendrier des relevés des pièges de Coucy-Basse Saint-Gobain (jaune = pose du piège ; gris barré = piège non relevé ; vert clair = relevé du piège ; vert foncé = relevé et retrait du piège ; noir = piège détruit)

A plusieurs reprises, des flacons de pièges à émergence ont été retrouvés au sol, certainement par l'action de mammifères curieux ou venus se frotter à l'arbre.

2.2.5 Piège à phéromones

Des pièges à phéromones ciblant *Elater ferrugineus* ont été installés du 9 juillet au 11 juillet 2025 dans différents secteurs du massif forestier. La méthode repose sur l'utilisation de signaux chimiques imitant ceux des femelles d'*Osmoderma eremita*, un coléoptère dont les phéromones attirent efficacement les adultes d'*E. ferrugineus*. Cette technique permet une capture non létale sélective et fiable, en maximisant les chances de détection avec une faible interférence sur le milieu naturel. Un chapitre dédiée à l'utilisation de ce type de piège est disponible dans ce rapport (voir 3.2 Recherche d'*Elater ferrugineus*).

2.3 Identification en laboratoire

Les arthropodes récoltés dans ces différents pièges ont ensuite été triés par l'ADEP (Carlu Louise, Farigoul Matthieu, Guéroult Isaac, Pinart Clément, Presson Clément, Ramanankatsoina Théodore et Yvinec Jean-Hervé) selon les groupes taxonomiques suivants : familles de Coléoptères (Carabidae, Curculionidae, Elateridae, Staphylinidae, etc.), Hyménoptères (sauf les fourmis), Fourmis, Hémiptères, Diptères (hors Tipulidae), Tipulidae, Arachnides, Myriapodes, Cloportes. Le manipulateur devait d'abord retirer les débris (feuilles, branches, etc.), puis tremper les individus récoltés dans l'eau, les éponger rapidement sur du papier absorbant, et les replacer dans de l'alcool à 70°.

Chaque groupe a ensuite été placé dans un tube Eppendorf distinct contenant de l'alcool à 70°, sur lequel étaient inscrits la date, le numéro de piège, et le groupe taxonomique selon la nomenclature suivante : *Coucy ou StGob ZoneConcernée jj/mm/aaaa NomDuPiège*. Le reste des espèces et des groupes non individualisés ont été placés dans d'autres flacons, également étiquetés avec la date et le

numéro de piège. Enfin, les prélèvements ont été regroupés pour être envoyés à des spécialistes des taxons concernés.

Certaines déterminations ont pu être réalisées sur le terrain, avec l'utilisation d'une loupe compte-fils, ou ultérieurement, à l'aide de photographies permettant l'étude des critères discriminants. Cependant, il a majoritairement été nécessaire de collecter des spécimens pour examen sous loupe binoculaire, avec un grossissement de l'ordre de x20 à x80. En effet, la détermination de la plupart des coléoptères n'est possible qu'en examinant certains critères difficiles, voire impossibles à observer sur le terrain. Il est même souvent nécessaire de recourir à des dissections, en particulier pour examiner les genitalia (appendices sexuels), qui sont parfois les seules structures permettant de distinguer les espèces proches.

2.4 Description des sites prospectés

2.4.1 Sites prospectés en 2025.

2.4.1.1 Pièges à émergence installés à Coucy-Basse Z1 Ru Gaudon

Le premier piège à émergence posé en Z1 Ru Gaudon (forêt de Coucy-Basse) est le piège PE1. Il a été installé le 10 avril 2025 dans la parcelle 139 en WGS 84 : 49.56732, 3.281615. Il se trouvait à la base d'un grand frêne recouvert de mousse. Le sol environnant était couvert d'une litière épaisse de feuilles mortes, témoignant d'un milieu forestier humide (*fig. 9*). L'environnement immédiat est composé de jeunes arbres et de quelques arbres matures dispersés, avec une densité de végétation modérée.

Le second piège à émergence posé en Z1 de Coucy-Basse est le piège PE2. Il a été installé le 10 avril 2025 dans la parcelle 89, en WGS 84 : 49.565225, 3.285526. Situé à 1m70 du sol sur un tronc d'aulne, il était au centre de la parcelle dans une zone humide (*fig. 9*).



Figure 6 : Sites de pose des pièges à émergence PE1 (à gauche) et PE2 (à droite) à Coucy-Basse (Z1) (© ADEP).

2.4.1.2 Pièges à émergence installés à Saint-Gobain Z12 Bois Réunis

Le piège à émergence PE3 a été installé le 22 avril 2025 dans la parcelle 2147, en WGS 84 : 49.564895, 3.430805 (*fig. 12*). Il était placé à la base d'un chêne, dont le tronc était partiellement recouvert de mousse. Le sol environnant était recouvert de feuilles mortes et d'humus. L'environnement immédiat présentait une densité notable de ligneux morts, et un épais buisson de houx présentait une sorte de toit au-dessus du tronc, offrant un potentiel abri à la faune sauvage (*fig. 10*). Ceci s'est avéré vrai car par deux fois ce piège a été retrouvé au sol, très certainement par l'action d'un mammifère venu s'y frotter.

Le piège à émergence PE4 a été installé le 22 avril 2025 dans la parcelle 2147, en WGS 84 : 49.564865, 3.430728 (fig. 10). Ce piège était placé à la base d'un vieux bouleau dont le tronc était recouvert de mousse sur une bonne partie, indiquant un environnement humide et stable. Le sol était recouvert de feuilles mortes, d'humus et de fougère aigle.



Figure 10 : Sites de pose des piège à émergence PE3 (à gauche), installation de PE4 avec PE3 en fond (milieu), et PE4 (à droite) (© ADEP).

2.4.1.3 Pièges Barber installés à Coucy-Basse Z1 Ru Gaudon et Z2 Ru de l'Aulnois

Le piège Barber B1 a été installé le 10 avril 2025 dans la parcelle 89, en WGS 84 : 49.563166, 3.286357 (fig. 11). Il était installé en lisière proche d'une zone ouverte, le sol était recouvert de litière forestière.

Le piège Barber B2 a été installé le 10 avril 2025 dans la parcelle 89, en WGS 84 : 49.560823, 3.286105 (fig. 11). Il a été placé en contrebas sur le côté d'un sentier forestier, creusé dans un sol forestier avec un tapis de *Geranium robertianum*.

Le piège Barber B3 a été installé le 16 avril 2025 dans la parcelle 84, en WGS 84 : 49.571043, 3.295465 (fig. 11). Ce piège était placé en sous-bois dans une zone fraîche et humide où poussait *Allium ursinum*.



Figure 11 : Site de pose des pièges Barber, B1 (à gauche) et B2 (au milieu) et B3 (à droite) (© ADEP).

2.4.1.4 Pièges Barber installés à Saint-Gobain Z12 Bois Réunis

Le piège Barber B4 a été installé le 17 avril 2025 dans la parcelle 2147, en WGS 84 : 49.562365, 3.426997 (fig. 12). Il a été placé au pied du piège vitre 2 (PV2), sous un tronc effondré de gros hêtre.

Le piège Barber B5 a été installé le 22 avril 2025 dans la parcelle 2147, en WGS 84 : 49.564578, 3.430312 (fig. 12). Ce piège a été posé à proximité du piège vitre 1 (PV1) et d'une pièce de bois mort.



Figure 12 : Site de pose du piège Barber B5(© ADEP).

Parallèlement à la mise en place des pièges à émergence et Barber, des pièges vitre Polytrap® ont été installés de manière complémentaire, en ciblant spécifiquement des arbres habitats, c'est-à-dire à cavités, champignons ou autres micro-habitats spécifiques aux coléoptères saproxyliques.

2.4.1.5 Pièges vitre Polytrap® installés en forêt de Saint-Gobain Coucy-Basse

Les pièges PV1 et PV2 ont été installés le 3 avril 2025 dans la Z12 Bois Réunis, respectivement aux coordonnées WGS 84 suivantes : 49.564578, 3.430312 et 49.562365, 3.426997 (fig. 13). Le PV1 a été posé la première fois sur une chandelle de hêtre porteuse de cavités et champignons à trois mètres de hauteur aux coordonnées 49.564078, 3.43135. La branche sur laquelle ce piège était posé s'est brisée lors du premier relevé, il a donc été déplacé non loin de sa première localisation, aux coordonnées indiquées plus haut. Son deuxième emplacement était un grand hêtre vivant porteur de champignons, à une hauteur de quatre à cinq mètres. L'environnement immédiat était constitué d'un boisement clairsemé de jeunes hêtres ou autres feuillus, permettant une bonne circulation des coléoptères. Le piège PV2 a été installé sur une autre chandelle de hêtre, dont le tronc cassé était encore au sol. Ce piège a été hissé à une hauteur de deux à trois mètres et se trouvait dans un environnement assez ouvert car au milieu d'une petite clairière et proche d'une route.



Figure 13 : Sites de pose des piège vitre Polytrap® PV1 (à gauche), premier PV1 avant sa chute (au milieu) et PV2 (à droite) (© ADEP).

Les pièges PV3 et PV4 ont été posés le 16 avril 2025 en Z2 Ru de l'Aulnois, respectivement en WGS 84 : 49.571043, 3.295465 et 49.570236, 3.301579 (fig. 14). Le PV3 a été installé à deux mètres de hauteur entre des branches de noisetier et de hêtre en sous-bois frais et humide, à proximité d'un tronc d'arbre mort et autres volumes de bois mort. La présence de bois mort en décomposition à proximité immédiate et la position du piège favorisait la capture de coléoptères saproxyliques en déplacement. Le PV4 était installé légèrement en dehors de la Z2 pour être mis le long d'un vieux hêtre vivant présentant de nombreux dendromicrohabitats favorables à la faune saproxylique. Il a été hissé entre quatre et cinq mètres de hauteur et se trouvait en contexte ombragé en raison d'un couvert forestier dense composé de jeunes hêtres.



Figure 14 : Sites de pose des piège vitre Polytrap® PV3 (à gauche) et PV4 (à droite) (© ADEP).

2.4.1.6 Cartographie des pièges en forêt de Saint-Gobain Coucy-basse

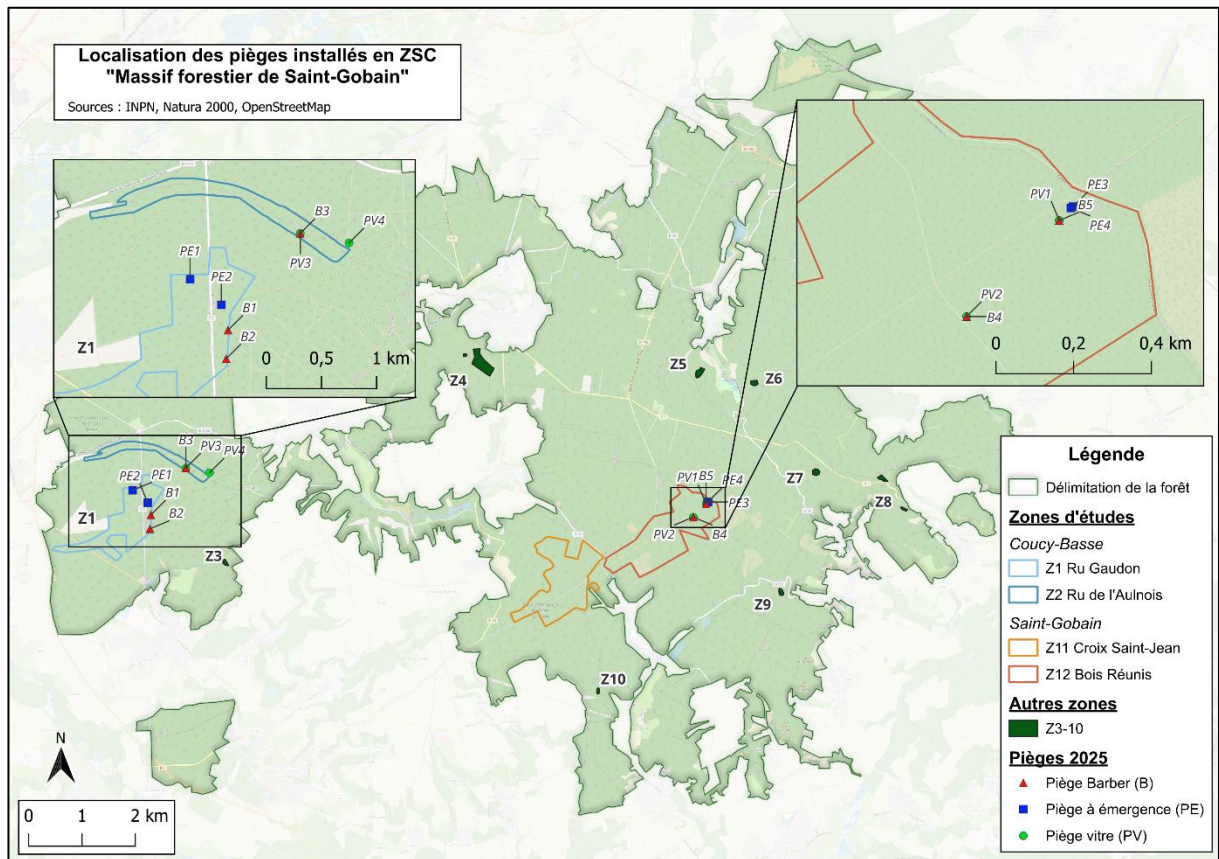


Figure 15 : Localisation des pièges en forêt domaniale de Saint-Gobain-Coucy-Basse

3. Bilan

3.1 Inventaire des coléoptères saproxyliques

Cette première année d'échantillonnage (2025) a permis de capturer et d'identifier 6 923 individus répartis en 600 espèces. Parmi ceux-ci, 5 071 sont des coléoptères saproxyliques, répartis en 202 espèces. Ces espèces appartiennent à 48 familles parmi les 74 recensées en France par le MNHN. L'espèce la plus abondante est *Xyleborinus saxesenii* (Scolytinae) avec 3233 individus.

Ces chiffres ne représentent pas le total des individus échantillonnés pendant la première année. En effet, il reste encore 16 échantillons de pièges vitre et 10 de pièges Barber à traiter, en plus des 33 815 insectes capturés au filet de voiture (RUSCHALSKI, 2025) pour la majorité non identifiés. De plus, parmi les échantillons déjà traités, la totalité n'a pas pu être identifiée, faute de spécialistes de certains groupes (Chrysomelidae, Cantharidae, Ptinidae, Scaptiidae entre autres).

Pour les espèces saproxyliques, un indice national de patrimonialité IP est indiqué. Décliné sur quatre niveaux (IP1 à IP4), cet indice correspond à une évaluation de la rareté de chaque espèce, applicable à l'ensemble du territoire de la France métropolitaine et de la Corse. Il a été élaboré par Bouget *et al.* (2019) à partir des travaux de Brustel (2004). Un tableau (*tab. 1*) présente les coléoptères saproxyliques les plus remarquables capturés en 2025 dans la ZSC de la forêt domaniale de Saint-Gobain-Coucy-Basse. Sont considérées comme remarquables les espèces à fort indice patrimonial (3 et 4), les espèces de la Directive Habitats-Faune-Flore, les espèces sur Liste Rouge Européenne (NIETO & ALEXANDER, 2010 ; CALIX *et al.*, 2018) et les espèces relictives des forêts primaires (ECKELT *et*

al., 2017). Une forêt abritant un grand nombre d'espèces relictées des forêts primaires d'Europe peut être considérée comme ayant une forte valeur écologique car la présence de telles espèces démontre une certaine continuité historique de naturalité (sans actions de gestion), un des facteurs principaux au maintien d'un cortège saproxylique de bonne qualité (avec des espèces rares et sténoèces). Enfin, la totalité des espèces de coléoptères saproxyliques est listée en Annexe 1.

Tableau 1 : Espèces de coléoptères saproxyliques remarquables inventoriées au sein de la ZSC du Massif forestier de Saint-Gobain en 2025. IP = Indice Patrimonial (BOUGET et al., 2019). DHFF = Directive Habitats-Faune-Flore et annexes associées (CONSEIL DES COMMUNAUTÉS EUROPÉENNES, 1992). LR UE = Liste Rouge des coléoptères saproxyliques menacés en Europe (NIETO & ALEXANDER, 2010 ; CALIX et al., 2018). Relicte = espèces relictées des forêts primaires en Europe Centrale (ECKELT et al., 2017). FdV = Filet de voiture.

	IP	DHFF	LR UE	Relicte	Méthode
Aderidae					
<i>Phytobaenus amabilis</i> (R. F. Sahlberg, 1834)	IP3				Battage, FdV
Ciidae					
<i>Cis fissicollis</i> (Mellié, 1848)	IP4				Tamisage
<i>Cis pygmaeus</i> (Marsham, 1802)	IP3				Tamisage
Cryptophagidae					
<i>Atomaria punctithorax</i> (Reitter, 1888)	IP3			2	FdV
Cucujidae					
<i>Pediacus depressus</i> (Herbst, 1797)	IP3				Ecorçage, FdV
Elateridae					
<i>Elater ferrugineus</i> (Linnaeus, 1758)	IP3			2	Phéromones, PV4
Endomychidae					
<i>Leiestes seminiger</i> (Gyllenhal, 1808)	IP3			2	PV4
Histeridae					
<i>Aeletes atomarius</i> (Aubé, 1843)	IP3				FdV, PV4
Leiodidae					
<i>Sciodrepoides fumatus</i> (Spence, 1815)	IP3				FdV
Lucanidae					
<i>Lucanus cervus</i> (Linnaeus, 1758)	IP1	II	NT		A vue
Lycidae					
<i>Erotides cosnardi</i> (Chevrolat, 1831)	IP3				Battage
Monotomidae					
<i>Monotoma longicollis</i> (Gyllenhal, 1827)	IP3				FdV
<i>Rhizophagus aeneus</i> (Richter, 1820)	IP3				FdV
<i>Rhizophagus picipes</i> (Olivier, 1790)	IP3				FdV
Mycetophagidae					
<i>Mycetophagus ater</i> (Reitter, 1879)	IP2			2	PV4
<i>Mycetophagus fulvicollis</i> (Fabricius, 1792)	IP3				PV1, PV4
<i>Mycetophagus populi</i> (Fabricius, 1798)	IP3				PV2
Nitidulidae					
<i>Amphotis marginata</i> (Fabricius, 1781)	IP3				FdV
<i>Epuraea melanocephala</i> (Marsham, 1802)	IP3				PV1
Oedemeridae					
<i>Ischnomera sanguinicollis</i> (Fabricius, 1787)	IP3		LC		PE4
Ptiliidae					
<i>Nossidium pilosellum</i> (Marsham, 1802)	IP3				FdV
Tenebrionidae					

<i>Neomida haemorrhoidalis</i> (Fabricius, 1787)	IP3	LC		Tamisage
<i>Synchita separanda</i> (Reitter, 1882)	IP2		2	FdV

3.1.1 Indice de patrimonialité

A l'échelle nationale, une évaluation de la rareté des espèces peut être proposée sur la base des indices de patrimonialité (IP) établis par Bouget *et al.* (2019). Le peuplement connu à ce jour comporte ainsi :

- 109 espèces communes et largement distribuées (faciles à observer) en France (IP1) ;
- 70 espèces peu abondantes ou localisées (difficiles à observer) en France (IP2) ;
- 20 espèces jamais abondantes ou très localisées (demandant en général des efforts d'échantillonnage spécifiques) en France (IP3) ;
- 1 espèce très rare, connue de moins de 5 localités actuelles ou contenue dans un seul département en France (IP 4). Cette catégorie comprend une majorité d'espèces dont les populations sont associées à des habitats eux-mêmes très rares et très localisés à l'échelle nationale ;
- 5 espèces non notées car introduites et naturalisées depuis moins d'un siècle en France (IPNN) ;
- 1 espèce pas encore évaluée car récemment décrite grâce au séquençage ADN (PARMAIN *et al.*, 2024) : *Colydium noblecourti* (Parmain, Eckelt & Schuh, 2024), espèce sœur de *Colydium elongatum* (Fabricius, 1787) lui-même classé IP1

3.1.2 Présentation de quelques espèces fortement patrimoniales

- ***Cis fissicollis* (Mellié, 1848)** : cet insecte de la famille des Ciidae est classé IP4 dans le catalogue des coléoptères saproxyliques de France (BOUGET *et al.*, 2019). Espèce thermophile, *C. fissicollis* vit sur des champignons polypores comme *Bjerkandera adusta*, généralement en forêt sur des arbres colonisés par ces champignons (ROSE, 2012). Bien qu'il soit sténoèce et à faible capacité de dispersion, l'espèce est présente principalement en Europe centrale et du sud, avec des mentions historiques en France dans des sites comme les Hautes-Pyrénées, la Corse et l'Oise. Cette année, 23 individus ont été identifiés (4 dans la Z11 et 19 dans la Z12), tous trouvés par grattage de leur champignon hôte à la mi-avril. Ces découvertes renforcent l'importance patrimoniale de ce secteur, *C. fissicollis* étant une espèce rare dans le nord de la France, localisée dans quelques localités telles que Compiègne, Laigue, Retz (BIGNOLAIS *et al.*, 2024) et les Coteaux de la Vallée de l'Automne (trouvé par l'ADEP en 2025 également).



Figure 16 : *Cis fissicollis* (Mellié, 1848) (© Yvynec J.-H.)

- ***Leiestes seminiger* (Gyllenhal, 1808)** : ce coléoptère de la famille des Endomychidae est classé IP3 et considéré comme relicté des forêts primaires d'Europe centrale (ECKELT *et al.*, 2017). Cette espèce se rencontre principalement dans des forêts de feuillus anciennes où elle se développe dans du bois de hêtre pourri, souvent imprégné de mycélium. Elle peut également se développer sur d'autres essences feuillues ou résineuses. Les adultes, actifs de mai à août se nourrissent (tout comme les larves) de champignons comme *Piptoporus betulinus*. Ses populations sont localisées en Europe, notamment en Allemagne, Pologne et France, mais aussi au Japon et en Iran (RUTA *et al.*, 2024). Dans la région, l'espèce est connue de la forêt de Retz (BIGNOLAIS *et al.*, 2024) et de l'ouest des Coteaux de la Vallée de l'Automne, auxquels s'ajoute un individu trouvé dans le PV4 dans la forêt de Coucy-Basse.



Figure 17 : *Leiestes seminiger* (Gyllenhal, 1808) (© Zagatti P.)

- ***Nossidium pilosellum* (Marsham, 1802)** : cet insecte pouvant atteindre 1,3 mm est de grande taille au sein de sa famille, les Ptiliidae. Noté IP3, sa biologie est encore mal connue. L'espèce semble liée aux vieilles forêts de feuillus au sein desquelles elle se développe dans le bois en décomposition et dans des champignons lignicoles. En France, *N. pilosellum* est connu de la Dordogne, de l'Essonne, de l'Yonne et des Pyrénées. Il est un peu plus détecté dans le sud de l'Angleterre, en Allemagne et en Europe centrale mais reste assez localisé. Quelques mentions existent aussi dans les Flandres belges et dans le nord de l'Espagne. L'espèce a été capturée par Jean-Hervé Yvinec suite à une session de filet de voiture le 25 juin 2024 dans le secteur de la forêt de Saint-Gobain (proche de la Z11). Ceci constitue la deuxième observation de l'espèce avec celle de Guillaume Delporte dans le Bois du Toillon (59) le 25 juillet 2024.



Figure 18 : *Nossidium pilosellum* (Marsham, 1802) (© Schmidt U.)

- ***Phytobaenus amabilis* (R.F. Sahlberg, 1834)** : ce coléoptère appartient à la famille des Aderidae et est classé IP3. Sa biologie reste mal connue mais cette espèce saprophage se rencontre dans les forêts de feuillus en contexte humide. Sa distribution s'étend de l'Europe (France, Allemagne, Norvège, Suède, Finlande et Europe centrale) à l'Asie (Corée du sud, Japon). Après sa première mention dans les Hauts-de-France dans la forêt de Retz (BIGNOLAIS *et al.*, 2024), l'espèce a été contactée en forêt de Compiègne et les Coteaux de la Vallée de l'Automne. A cela s'ajoutent quatre observations en forêt de Saint-Gobain-Coucy-Basse : deux au filet de voiture du côté de Saint-Gobain le 25 juin 2024 et deux au battage de branches basses dans la Z1 à Coucy-Basse le 23 mai 2025.



Figure 19 : *Phytobaenus amabilis* (R.F. Sahlberg, 1834) (© Smirnov M.E.)

- ***Rhizophagus aeneus* (Richter, 1820)** : cette espèce de la famille des Monotomidae est classée IP3. Comme les autres espèces du genre, cet insecte est subcorticole et lié à divers scolytes dont il est prédateur ou commensal. Il diffère cependant de la majorité de son genre par ses exigences écologiques car *R. aeneus* est inféodé aux forêts inondables et ripisylves, dans lesquelles il s'installe sur du bois mort immergé ou fortement humide. Cette espèce se retrouve en Angleterre, Allemagne, Scandinavie, Finlande et Europe centrale. En France, elle est sporadique mais observée sur une grande partie du territoire, excepté le nord du pays où elle est encore plus rare. Deux mentions connues existent dans les Ardennes (RAMANANKATSOINA, 2024). Dans les Hauts-de-France, la première observation documentée est celle de Guillaume Delporte le 28 mai 2019 en forêt de Mormal (59). La capture d'un individu au filet de voiture par Nathan Ruchalski le 30 avril 2025 en forêt de Coucy-Basse constitue donc la deuxième observation régionale connue de l'espèce.



Figure 20 : *Rhizophagus aeneus* (Richter, 1820)
(© Makarov K.V.)

3.2 Prospections au filet de voiture

Dans le but d'optimiser le développement des connaissances sur la coléofaune saproxylique de la forêt de Saint-Gobain-Coucy-Basse, l'utilisation du filet de voiture a été intégrée de manière complémentaire à la prospection. Cette technique a fait ses preuves en forêt de Retz en tant que méthode aux résultats avec un très faible recouvrement par rapport aux méthodes classiques de prospection entomologique (BIGNOLAIS, 2024).

3.2.1.1 Présentation de la technique

Les premières utilisations de cette méthode semblent dater des années 1950 et se seraient largement répandues dans les années 1970, notamment en France et en Angleterre. D'autres entomologistes, tels qu'Andréas Hermann (HERMANN, 2001), ont également reconnu l'intérêt de ce type de prospection pour les coléoptères, bien qu'elle soit restée pratiquée par un nombre limité d'entomologistes. Pourtant, en une heure de chalutage de sous-bois forestier, il n'est pas rare de récolter plusieurs centaines de coléoptères. Cette technique permet également de capturer une grande variété de diptères et de micro-hyménoptères, ainsi que, dans une moindre mesure, des insectes d'autres ordres. Il s'agit principalement de récoltes d'insectes de petite taille, où les staphylins dominent, représentant jusqu'à 80 % du total des coléoptères. Lorsqu'elle est pratiquée au crépuscule, cette méthode permet d'inventorier un grand nombre de coléoptères saproxyliques.

3.2.1.2 Mise en œuvre et utilisation dans la forêt Saint-Gobain-Coucy-Basse

Le filet est fixé sur le toit du véhicule et maintenu tendu grâce à un arceau de tente dont les extrémités s'insèrent dans les œillets de la bande inférieure (fig. 21 et 22). Le chalutage s'effectue de préférence par vent faible ou nul, bien que cet aspect soit moins critique en milieu forestier. Les conditions optimales incluent des températures chaudes, avec une préférence pour la fin d'après-midi ou le crépuscule, selon les espèces ciblées et les périodes de l'année. Les périodes orageuses, en l'absence de pluie, se révèlent également très productives. La vitesse recommandée se situe entre 30 et 40 km/h afin d'éviter d'endommager les arceaux en fibre de verre qui structurent l'ouverture du filet. Les insectes sont collectés dans un bocal récepteur fixé à l'arrière du chalut ou aspirés au moyen d'un mini-aspirateur USB.



Figure 21 : Filet de voiture en place sur un véhicule
(© Colindre L.)



Figure 22 : Dispositif en fonctionnement vue
par l'arrière (© Colindre L.)

Cette année, l'ADEP a mis en place un stage d'une durée de deux mois visant à étudier l'efficacité du filet de voiture selon différentes plages horaires et les conditions météorologiques. Entre le 3 avril 2025 et le 1^{er} mai 2025, vingt-et-une sessions de filet de voiture ont été effectuées par Nathan Ruchalski, étudiant en M1 à l'Université de Lille. Un total de 33 815 insectes ont été triés, parmi lesquels 13 034 coléoptères (RUCHALSKI, 2025). Parmi eux, deux familles étaient particulièrement abondantes : les Staphylinidae (8 249 individus) et les Ptiliidae (2 276 individus). Les études statistiques ont montré des différences significatives de composition du cortège entre les deux sites (Coucy-Basse et Saint-Gobain) et entre les plages horaires (14h-16h ; 16h15-18h05 ; 19h-20h45). Ces différences sont principalement expliquées par la température, mais l'humidité a également une influence claire selon les groupes.

Au-delà de l'aspect quantitatif important, les résultats montrent bien que le filet de voiture est une technique complémentaire aux autres car parmi les 20 espèces IP3 inventoriées cette année, 7 ont été trouvées exclusivement avec le filet de voiture (*tab. 1*).

3.2.1.3 Conclusion sur l'utilisation du filet voiture

L'évaluation finale de l'expérimentation à grande échelle du filet de voiture confirme une technique efficace et rentable. Une part importante des espèces classées IP3 capturées diffère de celles observées avec d'autres méthodes, renforçant ainsi son caractère complémentaire. L'utilisation du filet de voiture sera donc poursuivie. Il faut cependant préciser que cette méthode, bien que productive, exige des choix stratégiques en raison du volume d'échantillons à traiter. Le tri initial requiert fréquemment une demi-journée de travail par échantillon (voire plus pour les échantillons les plus riches), tandis que les étapes de détermination et de saisie des données nécessitent des durées similaires, pouvant atteindre une journée complète. Ces contraintes temporelles doivent être intégrées dans toute planification, d'autant plus que les pièges vitres peuvent également se révéler chronophages selon les échantillons.

3.3 Recherche d'*Elater ferrugineus* (Linnaeus, 1758)

3.3.1 Intérêt de la recherche

L'espèce *Elater ferrugineus*, également connue sous le nom de « Grand Taupin roux », a été ciblée dans notre étude en raison de son rôle écologique spécifique et de son statut de conservation en France (*fig. 23*). Au stade larvaire, *E. ferrugineus* joue un rôle crucial dans la régulation des populations de scarabées et de cétoines, notamment en consommant les larves de ces insectes, qui sont souvent associées à des cavités et des débris organiques. Sa présence peut ainsi indiquer un habitat riche en cavités d'arbres, un milieu favorable pour d'autres espèces rares ou protégées comme le Pique-prune (*Osmoderma eremita*).

E. ferrugineus est aussi un indicateur d'habitats présentant une densité locale élevée de cavités arboricoles (MUSA *et al.*, 2013 ; OLESKA *et al.*, 2015) et de communautés diversifiées associées à ces cavités (ANDERSSON *et al.*, 2014 ; OLESKA *et al.*, 2015). De plus, les adultes mènent une vie discrète, caractérisée par une courte période d'activité et une altitude de vol élevée, ce qui rend l'espèce difficile à observer. Son habitat se compose principalement de pâturages boisés, de parcs, de vieilles forêts, de vergers et de sites où des arbres sont taillés en têtards.

En raison de la perte importante de ces habitats, *E. ferrugineus* est classé "Quasi menacé" sur la liste rouge européenne de l'UICN (NIETO & ALEXANDER, 2010). En France, il est classé avec un indice de patrimonialité (IP) de 3, ce qui signifie qu'il est rarement abondant et généralement localisé, sa détection nécessitant des efforts d'échantillonnage spécifiques. Sa présence dans la forêt de Saint-Gobain pourrait donc indiquer des conditions écologiques favorables à la biodiversité, en particulier pour d'autres espèces rares ou protégées.

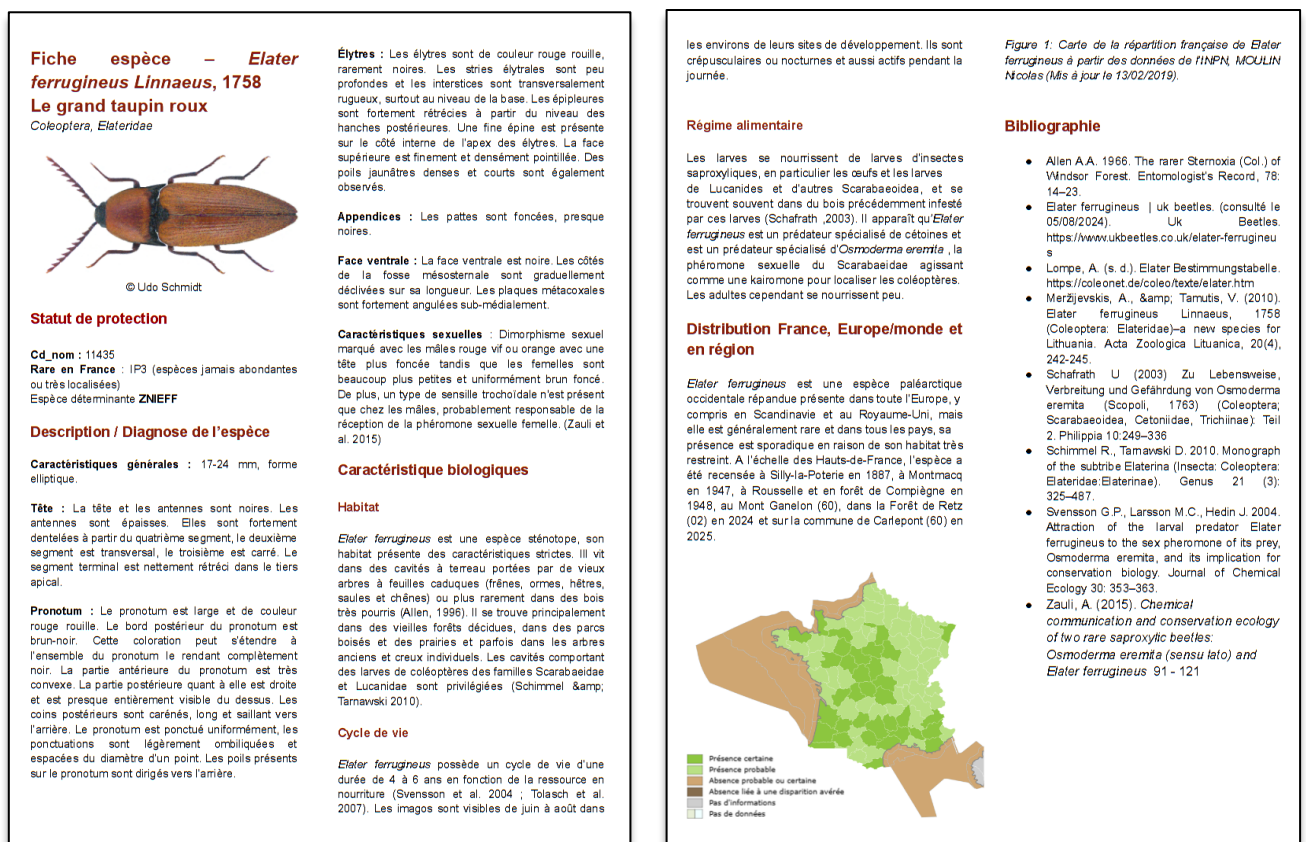


Figure 23 : Fiche espèce d'*Elater ferrugineus* (© Louise Carlu, ADEP)

3.3.2 Méthode de recherche

Pour détecter *Elater ferrugineus*, des pièges à phéromones (fig. 24 & 25) ont été utilisés. Ceux-ci sont basés sur l'émission de signaux chimiques (fabrication en laboratoire de la molécule 7-Methyloctyl-(Z)-4-decenoate) imitant ceux des femelles d'*Osmoderma eremita*, dont *E. ferrugineus* est un prédateur. Cette méthode permet une capture ciblée des individus actifs, assurant des résultats fiables et une estimation précise de leur densité. Les pièges, grâce à leur spécificité, limitent les captures accidentelles, réduisant ainsi les efforts de tri et d'identification requis avec d'autres systèmes plus généralistes. De plus, cette technique, avec un seuil de détectabilité bas et une attraction pouvant atteindre 5 km, offre une estimation plus précise des populations (KADEJ *et al.* 2015 ; LARSSON 2016).



Figure 24 : Capsule contenant les phéromones



Figure 25 : Illustration du piège à phéromones (© ADEP)

Les pièges ont été installés le 9 juillet 2025 pendant une durée de deux jours sur chacun des sites, avec deux passages de vérification des pièges, l'un 24h après la pose et le second 48h après la pose.

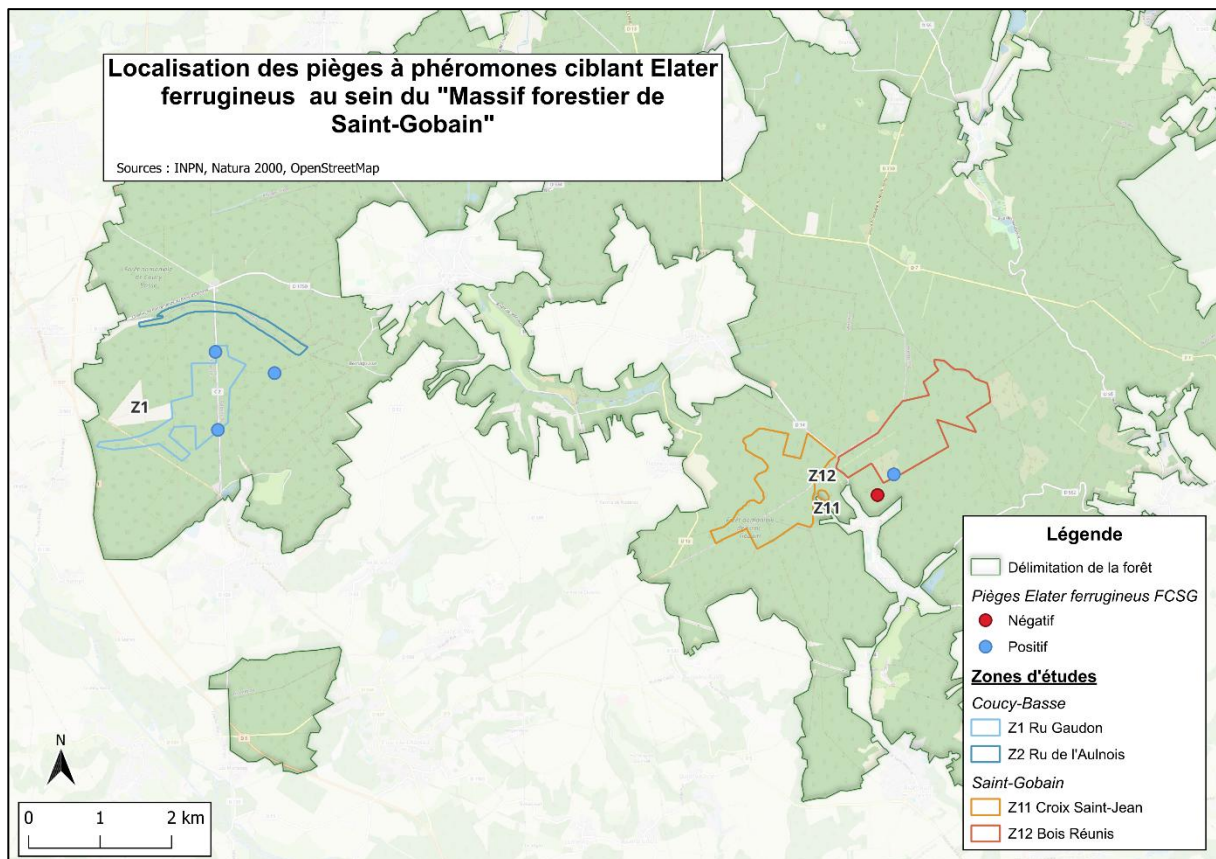


Figure 26 : Pièges positifs et négatifs relevés dans en forêt de Saint-Gobain-Coucy-Basse (© ADEP).

L'ensemble des pièges installés du côté de Coucy-Basse et un piège du côté de Saint-Gobain ont permis de détecter la présence d'*Elater ferrugineus* (fig. 26). Seul un piège, en dehors de la ZSC, s'est révélé négatif. Il est à noter que l'espèce a également été capturée par le PV4 juste à quelques dizaines de mètres de la Z2. Ces résultats montrent que le Grand Taupin roux est bien présent du côté de Coucy-Basse malgré un peuplement forestier en théorie plus appauvri et jeune. Il est également présent du côté de Saint-Gobain mais le piège négatif pourtant disposé à quelques centaines de mètres de celui positif peut interroger. Pour les prochaines années, les pièges devront être disposés de manière plus espacée, par exemple à l'est de la Z12 et à l'ouest de la Z11. Il est pour l'heure trop tôt pour évaluer correctement la présence de l'espèce dans le massif forestier mais il semble que comme en forêt de Retz (BIGNOLAIS *et al.*, 2024), *E. ferrugineus* serait plus répandu que laissent entendre les données historiques. Ces observations indiquent néanmoins, au-delà de l'efficacité des phéromones, la présence d'arbres à vieilles cavités qui hébergent cette espèce.

3.4 Recherche de *Porthmidius austriacus* (Schrank, 1781)

Des recherches ciblées ont été menées pour tenter de localiser cet Elateridae patrimonial. Présent en forêt de Compiègne, *Porthmidius austriacus* (fig. 27) a déjà fait l'objet d'une étude approfondie et d'un rapport en 2022 (YVINEC, 2022). Cet Elateridae figure parmi les espèces les plus rares en France, avec seulement six localisations connues à ce jour, dont celle de la forêt de Compiègne. Par ailleurs, cette espèce est en cours d'intégration dans la liste rouge européenne actuellement en révision. Malheureusement, la biologie de *Porthmidius austriacus* reste mal documentée, ce qui complique la compréhension de ses exigences écologiques et des raisons de sa rareté. La liste rouge Rhône-Alpes-Auvergne récemment mise à jour classe toutefois cette espèce en "CR" (en danger critique d'extinction).

Les recherches se sont concentrées sur le secteur de Saint-Gobain, dans les Z11 et Z12, qui semblaient offrir les conditions les plus favorables avec des habitats correspondant au biotope connu de l'espèce : les rebords de plateau sur une étroite bande de quelques dizaines de mètres de largeur, ainsi que la présence de nombreux hêtres et charmes. Avec le renfort de deux stagiaires (Matthieu Farigoul et Clément Pinart), l'ADEP a mené des prospections ciblées pendant tout le mois de juin, période la plus favorable pour trouver l'imaginaire au battage de branches basses.

Malgré des efforts intensifs et ciblés, aucune observation de l'espèce n'a pu être réalisée. Les recherches continueront lors des prochaines années, avec l'optique d'étendre les recherches, quitte à sortir des ZSC.



Figure 27 : *Porthmidius austriacus* (Schrank, 1781) (© Yvinec Jean-Hervé)

3.5 Recherche de *Lucanus cervus* (Linnaeus, 1758)

Un des volets de l'animation du site Natura 2000 du Massif forestier de Saint-Gobain est l'étude des espèces de coléoptères inscrits sur l'annexe II de la Directive Habitats-Faune-Flore. Outre le Taupin violacé (*Limoniscus violaceus*) avec la pose de pièges à émergence, une espèce a été ciblée par de la recherche à vue : le Lucane cerf-volant (*Lucanus cervus*). Cette espèce est historiquement présente en forêt domaniale de Saint-Gobain-Coucy-Basse et a donc été identifiée comme susceptible d'être observée dans les différentes ZSC du site Natura 2000.

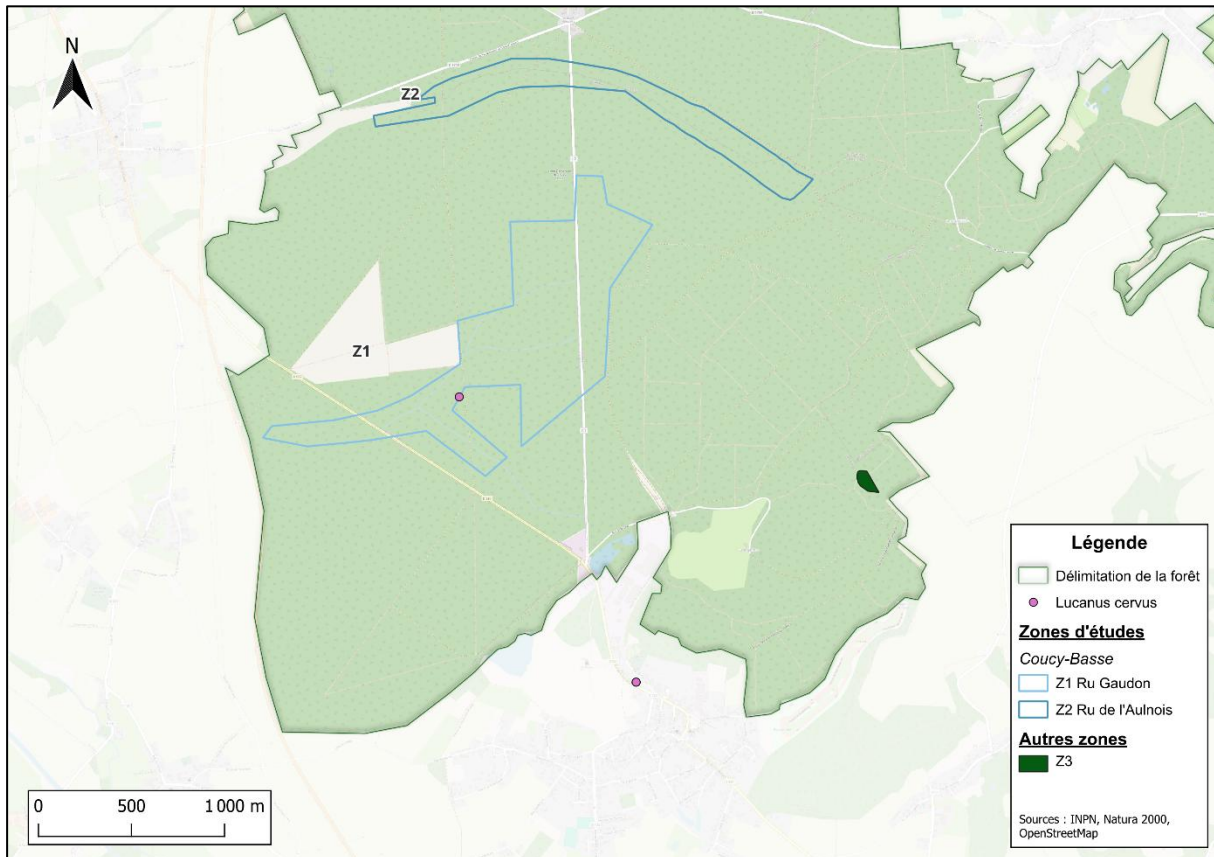


Figure 28 : Localisation de *Lucanus cervus* dans le secteur forêt de Coucy-Basse

En 2025, une dizaine d'individus de Lucane cerf-volant a été trouvée (fig. 28), la totalité d'entre eux sous forme de macro-restes (parties dures de l'insecte délaissées par ses prédateurs). Une seule de ces observations concerne la ZSC : un élytre trouvé au bord de la parcelle 141 dans la Z1 Ru Gaudon par Clément Presson le 27 juin 2025 (coordonnées WGS 84 : 49.559234, 3.275356). Les autres observations se sont faites à l'entrée de la commune de Folembry, sur la place verte aux coordonnées 49.545418, 3.288419. Cette place verte comporte plusieurs grands chênes isolés sur lesquels les prédateurs du Lucane peuvent se poser pour décortiquer leur proie. Cela fait fait de cet endroit une zone de recherche privilégiée, d'autant plus que le sol est une pelouse assez rase, ce qui rend la détection des macro-restes plus aisée. Se trouvant à seulement 300 mètres de la forêt et à 1,5 km de la ZSC la plus proche, ces observations renforcent la possibilité d'autres observations du côté de Coucy-Basse. Malgré les recherches, aucune observation n'a été faite du côté de Saint-Gobain. Ceci peut être dû à la difficulté de repérer les macro-restes dans la litière forestière ou sur les bords de routes. En effet, seul un élytre a été retrouvé dans l'ensemble des ZSC prospectées, ce qui montre la rareté d'une telle trouvaille dans des conditions forestières par rapport à des milieux plus ouverts.

Les recherches continueront en 2026 avec l'aide des étudiants du BTS GPN du Lycée Robert Schuman de Chauny (partenaire de l'ADEP). Les prospections à vue seront reconduites et un projet d'enquête sur la présence de *Lucanus cervus* dans le secteur de la forêt sera mis en place.

3.6 Recensement d'autres espèces d'arthropodes

Mis à part les coléoptères saproxyliques, cette première année d'échantillonnage a permis de capturer et d'identifier 1852 individus répartis en 398 espèces. Douze ordres sont concernés : Araneae, Chilopoda, Coleoptera, Diplopoda, Diptera, Ephemeroptera, Hemiptera, Hymenoptera, Lepidoptera, Odonata, Opiliones et Orthoptera. Les ordres les plus riches en espèces sont les Coléoptères (157 espèces), les Lépidoptères (137 espèces), les Aranéides (33 espèces), les Diptères (18 espèces) et les Hyménoptères (18 espèces dont 8 Formicidés).

Parmi ces arthropodes non saproxyliques, certains sont particulièrement intéressants de par leur rareté ou statut de protection :

- ***Abraxas sylvata* (Scopoli, 1763)** : durant les nombreux inventaires de papillons nocturnes, cette espèce notée assez rare à l'échelle nationale selon l'association Oreina, papillons de France a été identifiée. Elle constitue l'une des 112 observations régionales. C'est une espèce assez localisée en France qui se retrouve dans les vieilles forêts de feuillus et les zones humides. Ses populations en région tendent à régresser en raison de la graphiose de l'orme (sa plante hôte) et des changements climatiques. L'espèce a été attirée à la LepiLED dans la Z11 Croix Saint-Jean le 28 juillet 2025.
- ***Euplagia quadripunctaria* (Poda, 1761)** : ce papillon de la famille des Erebidae est plus connu sous le nom d'Ecaille chinée. Bien qu'assez commun à l'échelle nationale, il est inscrit à l'annexe II de la Directive Habitats-Faune-Flore et a été trouvé lors d'un inventaire de nuit fin juillet dans la Z11.
- ***Lithobius crassipes* (L. Koch, 1862), *Cylindroiulus londinensis* (Leach, 1815) & *Orthochordeumella pallida* (Rothenbühler, 1899)** : ces trois Myriapodes comptabilisent très peu de données dans la région, en partie car ces taxons sont sous-étudiés. *C. londinensis* est donné comme nouveau pour le département de l'Aisne selon Clovis Quindroit (spécialiste des Myriapodes et Diptères Tipulomorphes). Ces observations démontrent l'importance du tamisage pour la première espèce, et des pièges Barber pour les deux autres.
- ***Rhipidia uniseriata* (Schiner, 1864)** : ce diptère de la famille des Limoniidae a été trouvé en un exemplaire dans le PV4. Cette espèce n'est pas commune d'après Clovis Quindroit (au-delà d'une sous-détection), ce qui semble vérifié par sa carte de répartition à l'échelle du pays.
- ***Agabus melanarius* (Aubé, 1837), *Hydraena testacea* (Curtis, 1830), *Ochthebius bicolon* (Germar, 1824) & *Helophorus dorsalis* (Marsham, 1802)** : ces coléoptères aquatiques regroupent respectivement 17, 21, 8 et 9 observations régionales sur Clicnat. *O. bicolon* et *H. testacea* ont été capturés par le filet de voiture du côté de Coucy-Basse tandis que *H. dorsalis* a été trouvé dans les Z11 et Z12 en utilisant une épuisette dans des petites flaques. Enfin, *A. melanarius* a été trouvé au battage de branches basses dans la Z12, ce qui est original pour un Dytiscidae.
- ***Carabus arvensis* (Herbst, 1784)** : ce Carabidae était déjà connu de la forêt mais constitue une grande rareté à l'échelle de la région. Les recherches de cavités pendant l'hiver ont permis

de le contacter de nombreuses fois par écorçage ou soulèvement de bois mort (Z1 P139, Z4 P2049, Z11 P2123, P2130 et P2140). Il a également été pris plusieurs fois dans le piège B5.

4. Conclusion

Avec 202 espèces de coléoptères saproxyliques dont 21 avec une forte patrimonialité (IP3 ou 4), cette première année d'inventaires en forêt domaniale de Saint-Gobain-Coucy-Basse s'est avérée très productive (pour comparaison, en forêt de Retz après 2 années : 273 espèces dont 40 avec IP3 ou 4, BIGNOLAIS, 2024). Une espèce est une grande rareté à l'échelle nationale (selon BOUGET *et al.*, 2019) : *Cis fissicollis*. La mise en place de pièges à phéromones destinées à *Elaeter ferrugineus* a permis de révéler la présence de ce taupin au sein de la ZSC du site Natura 2000.

Parmi les coléoptères inscrits dans la directive européenne Habitats-Faune-Flore, seul *Lucanus cervus* a pu être observé sur le site par la découverte d'un élytre de l'insecte en Z1 de Coucy-Basse. L'année prochaine verra la mise en place d'un volet d'enquête et de sensibilisation visant à augmenter le nombre de données dont nous disposons dans le secteur de la forêt de Saint-Gobain-Coucy-Basse. De plus, des recherches de *Cucujus cinnaberinus*, coléoptère saproxylique récemment découvert en Moyenne Vallée de l'Oise et strictement protégé en Europe, seront entreprises afin d'étendre le suivi de l'espèce. L'ADEP mènera ainsi des prospections à la recherche de milieux favorables à l'implantation de l'espèce (boisement humide semi-ouvert avec de gros arbres morts au sol, préférentiellement du peuplier), notamment en forêt de Saint-Gobain-Coucy-Basse qui pourrait être potentiellement colonisée par le Cucujus vermillon. Enfin, *Limoniscus violaceus* n'a pas été observé cette année. Le facteur explicatif principal de ce résultat est l'absence de cavité basse volumineuse et avec assez de terreau pour le développement de l'espèce. En effet, aucune cavité semblable n'a pu être trouvée malgré les prospections de cet hiver. Les pièges à émergence posés cette année ont tout de même livré des espèces intéressantes comme *Cryptophagus denticulatus* et *Ischnomera sanguinicollis*. Cette dernière est notamment identifiée par Nicolas GOUIX (2011) comme pouvant faire partie du cortège d'espèces cavicoles accompagnant le Taupin violacé. Cependant, cette espèce seule n'est pas suffisante pour indiquer que la cavité sur laquelle était installé le piège à émergence ait le potentiel d'abriter une espèce aussi exigeante que *Limoniscus violaceus*.

Mis à part les coléoptères saproxyliques, cette année 2025 nous a permis d'inventorier de nombreux arthropodes (398 espèces) dont certains sont des raretés à différentes échelles (nationale, régionale, départementale).

Ces résultats prometteurs nous incitent pour l'année prochaine à renouveler les mêmes méthodes d'inventaire. Le nombre de pièges Barber sera sans doute revu à la baisse, de même que les pièges à émergence, et des pièges bouteilles à vin seront installés pour introduire une nouvelle méthode d'inventaire. Celle-ci permet d'attirer passivement les coléoptères saproxyliques succicoles (liés aux écoulements de sève) comme c'est le cas des Cetoniinae, de *Nosodendron fasciculare* (noté IP3) et de grands insectes comme *Lucanus cervus* et *Cerambyx cerdo*. Il faut noter qu'une partie non négligeable des échantillons produits en 2025 restent encore à traiter, notamment ceux des filets de voiture.

5. Bibliographie

ANDERSSON K., BERGMAN KO., ANDERSSON F., HEDENSTROM E., JANSSON N., BURMAN J., WINDE I., LARSSON MC, MILBERG P (2014) High-accuracy sampling of saproxylic diversity indicators at regional scales with pheromones: the case of *Elater ferrugineus* (Coleoptera, Elateridae). *Biol Conserv* 171:156–166.

BIGNOLAIS H., YVINEC J.-H., COLINDRE L., DEROZIER C. & SINNAEVE T. (2024). Inventaire des coléoptères saproxyliques et étude des espèces patrimoniales de la forêt de Retz (2022-2024). Évaluation de la présence du Lucane cerf-volant et d'espèces patrimoniales sur les zones Natura 2000. *Association Des Entomologistes de Picardie*, 85p.

BOUGET C., BRUSTEL H., NOBLECOURT T., & ZAGATTI P. (2019). Les Coléoptères saproxyliques de France: Catalogue écologique illustré. *Publications scientifiques du MNHN*.

BRUSTEL H. (2004). Coléoptères saproxyliques et valeur biologique des forêts françaises. Paris: Office national des forêts (Collection dossiers forestiers, 13).

CONSEIL DES COMMUNAUTÉS EUROPÉENNES. (1992). Directive 92/43/CEE du Conseil du 21 Mai 1992 concernant la conservation des habitats naturels ainsi que de la faune et de la flore sauvages. *Journal Officiel de l'Union Européenne*, L206, 27 juillet 1992.

GOUX N. (2011). Gestion forestière et biodiversité, les enjeux de conservation d'une espèce parapluie : *Limoniscus violaceus* (Coleoptera). *Biodiversité*. Université Pierre et Marie Curie - Paris VI. 242p. + annexes.

JAMINON J. & DECK C. (2009). Natura 2000 - Diagnostic écologique et socio-économique - Site d'Importance Communautaire « Massif forestier de Saint Gobain» ZSC FR2200392. *ONF*, 58 p ; + annexes.

MARTIKAINEN, P., & KAILA, L. (2004). Sampling saproxylic beetles: lessons from a 10-year monitoring study. *Biological conservation*, 120(2), 171-181.

MUSA N., ANDERSSON K., BURMAN J., ANDERSSON F., HEDENSTRÖM E., JANSSON N., PALTTO H., WESTERBERG L., WINDE I., LARSSON M.C., BERGMAN K.-O., MILBERG P. (2013) Using sex pheromone and a multi-scale approach to predict the distribution of a rare saproxylic beetle.

NAGELEISEN L.M. & BOUGET C. (2009) L'étude des insectes en forêt : méthodes et techniques, éléments essentiels pour une standardisation. Synthèse des réflexions menées par le groupe de travail " Inventaires Entomologiques en Forêt " (Inv.Ent.For.). *ONF*.

NIETO A., ALEXANDER K.N.A. (2010) European Red List of Saproxylic Beetles. *Publications Office of the European Union*, Luxembourg

NOBLECOURT T., SOLDATI F. & BARNOUIN T. (2014). Échantillonnage des Coléoptères saproxyliques du Bois de Boulogne et du Bois de Vincennes (France, Paris). Échantillonnage 2011-2014.

OLEKSA A., CHYBICKI I.J., LARSSON M.C., SVENSSON G.P., GAWRONSKI R. (2015). Rural avenues as dispersal corridors for the vulnerable saproxylic beetle *Elater ferrugineus* in a fragmented agricultural landscape. *J Insect Conserv* 19:567–580

ONF (2017). Aménagement de la forêt domaniale de Saint-Gobain-Coucy-Basse (02) – 2018-2037. Version proposée du 23/11/2017. Exemplaire destiné au public. 138 p. + annexes.

PARMAIN G. (2024). The genus *Colydium* Fabricius in Europe (Coleoptera, Zopheridae, Colydiinae) with description of a new species, *Colydium noblecourti* sp. nov. *Deutsche Entomologische Zeitschrift*, 71(2) : 289-301.

RAMANANKATSOINA T. (2024). Inventaire des Coléoptères saproxyliques de Belval-Bois-des-Dames (08, Ardennes) : Caractérisation du peuplement entomologique et réflexions méthodologiques. Université de Lille, Stage de M2 au ReNArd, 40 p. + annexes.

ROSE O. (2012). Les Ciidae de la faune de France continentale et de Corse: mise à jour de la clé des genres et du catalogue des espèces (Coleoptera, Tenebrionoidea). *Bulletin de la Société entomologique de France*, 117(3), 339-362.

RUSCHALSKI N. (2025). Filet de voiture : abondance et richesse des insectes en vol en forêt de Saint-Gobain Coucy-Basse. Université de Lille, Stage de M1 à l'ADEP, 26 p. + annexes.

RUTA R., ORZECZOWSKI R. & BANACH D. (2024). New data on the occurrence of *Leiestes seminiger* (Gyllenhal, 1808) (Coleoptera: Endomychidae) in western Poland. *Wiadomości entomologiczne*, 43, 40-42.

SIMON L. (1992). L'opposition Hêtraies/Chênaies dans le Bassin Parisien : l'exemple des forêts de Saint-Gobain et Coucy-Basse. *Cahiers du Centre nantais de recherche pour l'aménagement régional*, n°38, pp. 17-28.

YVINEC J.-H. (2022). Etat des lieux de la présence de *Porthmidius austriacus* (Schrank, 1781) sur les Forêts de Compiègne et Laigue en 2022. *Association Des Entomologistes de Picardie*, 34p.

6. Annexes

Annexe 1 : Liste des coléoptères saproxyliques inventoriés lors de l'année 2025 en ZSC Du Massif forestier de Saint-Gobain, avec Indice Patrimonial (IP) associé à chaque espèce (BOUGET et al., 2019).

	IP
Aderidae	
<i>Phytobaenus amabilis</i> (R. F. Sahlberg, 1834)	IP3
Alexiidae	
<i>Sphaerosoma quercus</i> (Samouelle, 1819)	IP2
Anthribidae	
<i>Dissoleucas niveirostris</i> (Fabricius, 1798)	IP2
<i>Platyrhinus resinosus</i> (Scopoli, 1763)	IP2
<i>Platystomos albinus</i> (Linnaeus, 1758)	IP2
<i>Tropideres albirostris</i> (Schaller, 1783)	IP2
Biphyllidae	
<i>Biphyllus lunatus</i> (Fabricius, 1787)	IP2
<i>Diplocoelus fagi</i> (Chevrolat, 1837)	IP2
Bothrideridae	
<i>Oxylaemus cylindricus</i> (Creutzer, 1796)	IP2
Carabidae	
<i>Dromius quadrimaculatus</i> (Linnaeus, 1758)	IP1
<i>Tachyta nana</i> (Gyllenhal, 1810)	IP1
Cerambycidae	
<i>Anoplodera sexguttata</i> (Fabricius, 1775)	IP2
<i>Cerambyx scopolii</i> (Fuessly, 1775)	IP1
<i>Clytus arietis</i> (Linnaeus, 1758)	IP1
<i>Exocentrus adspersus</i> (Mulsant, 1846)	IP1
<i>Grammoptera ruficornis</i> (Fabricius, 1781)	IP1
<i>Leiopus nebulosus</i> (Linnaeus, 1758)	IP1
<i>Leptura aurulenta</i> (Fabricius, 1792)	IP2
<i>Mesosa nebulosa</i> (Fabricius, 1781)	IP1
<i>Pachytodes cerambyciformis</i> (Schrank, 1781)	IP1
<i>Pogonocherus hispidulus</i> (Piller & Mitterpacher, 1783)	IP2
<i>Pogonocherus hispidus</i> (Linnaeus, 1758)	IP1
<i>Prionus coriarius</i> (Linnaeus, 1758)	IP2
<i>Rhagium bifasciatum</i> (Fabricius, 1775)	IP2
<i>Rhagium mordax</i> (De Geer, 1775)	IP2
<i>Rhagium sycophanta</i> (Schrank, 1781)	IP2
<i>Rutpela maculata</i> (Poda, 1761)	IP1
<i>Saperda scalaris</i> (Linnaeus, 1758)	IP2
<i>Stenocorus meridianus</i> (Linnaeus, 1758)	IP2
<i>Stenostola dubia</i> (Laicharting, 1784)	IP2
Cerylonidae	
<i>Cerylon fagi</i> (C. Brisout de Barneville, 1867)	IP2
<i>Cerylon ferrugineum</i> (Stephens, 1830)	IP1
<i>Cerylon histeroides</i> (Fabricius, 1792)	IP1
Ciidae	
<i>Cis boleti</i> (Scopoli, 1763)	IP1
<i>Cis castaneus</i> (Herbst, 1793)	IP1
<i>Cis fissicollis</i> (Mellié, 1848)	IP4
<i>Cis fusciclavis</i> (Nyholm, 1953)	IP2
<i>Cis glabratus</i> (Mellié, 1848)	IP1
<i>Cis micans</i> (Fabricius, 1792)	IP1
<i>Cis pygmaeus</i> (Marsham, 1802)	IP3
<i>Cis rugulosus</i> (Mellié, 1848)	IP1

<i>Cis submicans</i> (Abeille de Perrin, 1874)	IP2
<i>Ennearthron cornutum</i> (Gyllenhal, 1827)	IP1
<i>Octotemnus glabriculus</i> (Gyllenhal, 1827)	IP1
<i>Rhopalodontus perforatus</i> (Gyllenhal, 1813)	IP1
<i>Strigocis bicornis</i> (Mellié, 1848)	IP1
<i>Sulcaxis bidentulus</i> (Rosenhauer, 1847)	IP2
<i>Sulcaxis fronticornis</i> (Panzer, 1805)	IP1
Clambidae	
<i>Clambus simsoni</i> (Blackburn, 1902)	IPNN
Cleridae	
<i>Opilo mollis</i> (Linnaeus, 1758)	IP2
<i>Thanasimus formicarius</i> (Linnaeus, 1758)	IP1
<i>Tillus elongatus</i> (Linnaeus, 1758)	IP1
Cryptophagidae	
<i>Atomaria fuscata</i> (Schönherr, 1808)	IP1
<i>Atomaria linearis</i> (Stephens, 1830)	IP1
<i>Atomaria nigrirostris</i> (Stephens, 1830)	IP2
<i>Atomaria punctithorax</i> (Reitter, 1888)	IP3
<i>Atomaria turgida</i> (Erichson, 1846)	IP2
<i>Cryptophagus dentatus</i> (Herbst, 1793)	IP1
<i>Cryptophagus denticulatus</i> (Heer, 1841)	IP2
<i>Cryptophagus punctipennis</i> (C. Brisout de Barneville, 1863)	IP1
<i>Cryptophagus scanicus</i> (Linnaeus, 1758)	IP1
<i>Ephistemus globulus</i> (Paykull, 1798)	IP2
Cucujidae	
<i>Pediacus depressus</i> (Herbst, 1797)	IP3
<i>Pediacus dermestoides</i> (Fabricius, 1792)	IP2
Curculionidae	
<i>Anisandrus dispar</i> (Fabricius, 1792)	IP1
<i>Eidophelus fagi</i> (Fabricius, 1798)	IP1
<i>Hylobius abietis</i> (Linnaeus, 1758)	IP1
<i>Trypodendron domesticum</i> (Linnaeus, 1758)	IP1
<i>Trypodendron signatum</i> (Fabricius, 1792)	IP1
<i>Xyleborinus saxesenii</i> (Ratzeburg, 1837)	IP1
<i>Xyleborus dryographus</i> (Ratzeburg, 1837)	IP1
<i>Xyleborus monographus</i> (Fabricius, 1792)	IP1
<i>Xylosandrus germanus</i> (Blandford, 1894)	IPNN
Dermestidae	
<i>Megatoma undata</i> (Linnaeus, 1758)	IP1
Elateridae	
<i>Ampedus pomorum</i> (Herbst, 1784)	IP1
<i>Denticollis linearis</i> (Linnaeus, 1758)	IP2
<i>Elater ferrugineus</i> (Linnaeus, 1758)	IP3
<i>Stenagostus rhombeus</i> (Olivier, 1790)	IP1
Elmidae	
<i>Potamophilus acuminatus</i> (Fabricius, 1792)	IP3
Endomychidae	
<i>Leiestes seminiger</i> (Gyllenhal, 1808)	IP3
Erotylidae	
<i>Dacne bipustulata</i> (Thunberg, 1781)	IP1
Eucnemidae	
<i>Eucnemis capucina</i> (Ahrens, 1812)	IP2
<i>Melasis buprestoides</i> (Linnaeus, 1761)	IP1
<i>Microrhagus lepidus</i> (Rosenhauer, 1847)	IP1
Histeridae	
<i>Abraeus perpusillus</i> (Marsham, 1802)	IP2
<i>Aeletes atomarius</i> (Aubé, 1843)	IP3

<i>Dendrophilus punctatus</i> (Herbst, 1791)	IP2
<i>Paromalus flavicornis</i> (Herbst, 1791)	IP1
<i>Paromalus parallelepipedus</i> (Herbst, 1791)	IP1
<i>Plegaderus dissectus</i> (Erichson, 1839)	IP1
Hydrophilidae	
<i>Cryptopleurum minutum</i> (Fabricius, 1775)	IP1
<i>Dactylosternum abdominale</i> (Fabricius, 1792)	IPNN
Latridiidae	
<i>Cartodere nodifer</i> (Westwood, 1839)	IPNN
<i>Corticaria gibbosa</i> (Herbst, 1793)	IP1
<i>Dienerella clathrata</i> (Mannerheim, 1844)	IP1
<i>Enicmus atriceps</i> (V. Hansen, 1962)	IP2
<i>Enicmus brevicornis</i> (Mannerheim, 1844)	IP1
<i>Enicmus rugosus</i> (Herbst, 1793)	IP1
<i>Enicmus testaceus</i> (Stephens, 1830)	IP1
<i>Latridius hirtus</i> (Gyllenhal, 1827)	IP2
<i>Stephostethus alternans</i> (Mannerheim, 1844)	IP2
<i>Stephostethus angusticollis</i> (Gyllenhal, 1827)	IP1
Leiodidae	
<i>Agathidium laevigatum</i> (Erichson, 1845)	IP1
<i>Agathidium nigripenne</i> (Fabricius, 1792)	IP2
<i>Agathidium seminulum</i> (Linnaeus, 1758)	IP2
<i>Agathidium varians</i> (Beck, 1817)	IP1
<i>Anisotoma castanea</i> (Herbst, 1791)	IP2
<i>Anisotoma humeralis</i> (Herbst, 1791)	IP1
<i>Colenis immunda</i> (Sturm, 1807)	IP1
<i>Leiodes calcarata</i> (Erichson, 1845)	IP1
<i>Leiodes nigrita</i> (W. L.E. Schmidt, 1841)	IP1
<i>Sciodrepoides fumatus</i> (Spence, 1815)	IP3
<i>Sciodrepoides watsoni</i> (Spence, 1815)	IP1
Lucanidae	
<i>Dorcus parallelipipedus</i> (Linnaeus, 1758)	IP1
<i>Lucanus cervus</i> (Linnaeus, 1758)	IP1
<i>Platycerus caraboides</i> (Linnaeus, 1758)	IP2
Lycidae	
<i>Erotides cosnardi</i> (Chevrolat, 1831)	IP3
<i>Pyropterus nigroruber</i> (De Geer, 1774)	IP2
Lymexylidae	
<i>Elateroides dermestoides</i> (Linnaeus, 1760)	IP1
Melandryidae	
<i>Conopalpus testaceus</i> (Olivier, 1790)	IP2
<i>Melandrya caraboides</i> (Linnaeus, 1760)	IP2
Melyridae	
<i>Axinotarsus ruficollis</i> (Olivier, 1790)	IP2
<i>Dasytes aeratus</i> (Stephens, 1830)	IP1
<i>Dasytes caeruleus</i> (De Geer, 1774)	IP1
<i>Malachius bipustulatus</i> (Linnaeus, 1758)	IP1
Monotomidae	
<i>Monotoma longicollis</i> (Gyllenhal, 1827)	IP3
<i>Monotoma picipes</i> (Herbst, 1793)	IP2
<i>Rhizophagus aeneus</i> (Richter, 1820)	IP3
<i>Rhizophagus bipustulatus</i> (Fabricius, 1792)	IP1
<i>Rhizophagus cribratus</i> (Gyllenhal, 1827)	IP2
<i>Rhizophagus depressus</i> (Fabricius, 1792)	IP1
<i>Rhizophagus dispar</i> (Paykull, 1800)	IP1
<i>Rhizophagus fenestralis</i> (Linnaeus, 1758)	IP2
<i>Rhizophagus ferrugineus</i> (Paykull, 1800)	IP1

<i>Rhizophagus nitidulus</i> (Fabricius, 1798)	IP2
<i>Rhizophagus parallelocollis</i> (Gyllenhal, 1827)	IP2
<i>Rhizophagus perforatus</i> (Erichson, 1845)	IP1
<i>Rhizophagus picipes</i> (Olivier, 1790)	IP3
Mordellidae	
<i>Mordellochroa abdominalis</i> (Fabricius, 1775)	IP1
<i>Variimorda villosa</i> (Schrank, 1781)	IP1
Mycetophagidae	
<i>Litargus connexus</i> (Geoffroy in Fourcroy, 1785)	IP1
<i>Mycetophagus ater</i> (Reitter, 1879)	IP2
<i>Mycetophagus atomarius</i> (Fabricius, 1787)	IP2
<i>Mycetophagus fulvicollis</i> (Fabricius, 1792)	IP3
<i>Mycetophagus multipunctatus</i> (Fabricius, 1792)	IP2
<i>Mycetophagus populi</i> (Fabricius, 1798)	IP3
<i>Mycetophagus quadriguttatus</i> (P.W.J. Müller, 1821)	IP2
<i>Mycetophagus quadripustulatus</i> (Linnaeus, 1761)	IP1
Nitidulidae	
<i>Amphotis marginata</i> (Fabricius, 1781)	IP3
<i>Carpophilus hemipterus</i> (Linnaeus, 1758)	IPNN
<i>Cryptarcha undata</i> (Olivier, 1790)	IP1
<i>Cychramus luteus</i> (Fabricius, 1787)	IP1
<i>Epuraea guttata</i> (Olivier, 1811)	IP2
<i>Epuraea longula</i> (Erichson, 1845)	IP2
<i>Epuraea melanocephala</i> (Marsham, 1802)	IP3
<i>Epuraea pallescens</i> (Stephens, 1835)	IP1
<i>Glischrochilus hortensis</i> (Geoffroy in Fourcroy, 1785)	IP1
<i>Glischrochilus quadriguttatus</i> (Fabricius, 1777)	IP1
<i>Soronia grisea</i> (Linnaeus, 1758)	IP1
Oedemeridae	
<i>Ischnomera cyanea</i> (Fabricius, 1792)	IP2
<i>Ischnomera sanguinicollis</i> (Fabricius, 1787)	IP3
Ptiliidae	
<i>Acrotrichis intermedia</i> (Gillmeister, 1845)	IP2
<i>Nossidium pilosellum</i> (Marsham, 1802)	IP3
Ptinidae	
<i>Nossidium pilosellum</i> (Marsham, 1802)	IP2
<i>Dorcatoma dresdensis</i> (Herbst, 1791)	IP1
<i>Hyperisus plumbeum</i> (Illiger, 1801)	IP1
<i>Ptilinus pectinicornis</i> (Linnaeus, 1758)	IP1
Pyrochroidae	
<i>Pyrochroa coccinea</i> (Linnaeus, 1761)	IP1
<i>Pyrochroa serraticornis</i> (Scopoli, 1763)	IP2
Salpingidae	
<i>Lissodema denticolle</i> (Gyllenhal, 1813)	IP1
<i>Salpingus planirostris</i> (Fabricius, 1787)	IP1
<i>Salpingus ruficollis</i> (Linnaeus, 1761)	IP1
<i>Vincenzellus ruficollis</i> (Panzer, 1794)	IP1
Scarabaeidae	
<i>Cetonia aurata</i> (Linnaeus, 1758)	IP1
<i>Liocola marmorata</i> (Fabricius, 1792)	IP1
<i>Valgus hemipterus</i> (Linnaeus, 1758)	IP1
Scirtidae	
<i>Prionocyphon serricornis</i> (P.W.J. Müller, 1821)	IP2
Silvanidae	
<i>Ahasverus advena</i> (Waltl, 1834)	IP1
<i>Silvanoprus fagi</i> (Guérin-Méneville, 1844)	IP2
<i>Silvanus bidentatus</i> (Fabricius, 1792)	IP1

<i>Silvanus unidentatus</i> (Olivier, 1790)	IP1
<i>Uleiota planatus</i> (Linnaeus, 1761)	IP1
Sphindidae	
<i>Aspidiphorus orbiculatus</i> (Gyllenhal, 1808)	IP2
<i>Sphindus dubius</i> (Gyllenhal, 1808)	IP2
Staphylinidae	
<i>Bryaxis curtisii</i> (Leach, 1817)	IP2
<i>Dasycerus sulcatus</i> (Brongniart, 1800)	IP1
<i>Pselaphus heisei</i> (Herbst, 1791)	IP1
<i>Scaphidium quadrimaculatum</i> (Olivier, 1790)	IP1
Tenebrionidae	
<i>Bolitophagus reticulatus</i> (Linnaeus, 1767)	IP1
<i>Corticeus unicolor</i> (Piller & Mitterpacher, 1783)	IP1
<i>Diaperis boleti</i> (Linnaeus, 1758)	IP1
<i>Eledona agricola</i> (Herbst, 1783)	IP2
<i>Gonodera luperus</i> (Herbst, 1783)	IP1
<i>Mycetochara maura</i> (Fabricius, 1792)	IP1
<i>Neomida haemorrhoidalis</i> (Fabricius, 1787)	IP3
<i>Palorus depressus</i> (Fabricius, 1790)	IP1
<i>Platydema violacea</i> (Fabricius, 1790)	IP2
Tetratomidae	
<i>Tetratoma ancora</i> (Fabricius, 1790)	IP2
Throscidae	
<i>Aulonthroscus brevicollis</i> (Bonvouloir, 1859)	IP1
Trogidae	
<i>Trox scaber</i> (Linnaeus, 1767)	IP2
Zopheridae	
<i>Bitoma crenata</i> (Fabricius, 1775)	IP1
<i>Colydium noblecourti</i> (Parmain, Eckelt & Schuh, 2024)	?
<i>Synchita separanda</i> (Reitter, 1882)	IP2
<i>Synchita variegata</i> (Hellwig, 1792)	IP2