



# *STAGE BIO dans l'OISE*

31 mars au 2 avril 2017

CR écrit par Arnaud Garlan, complété par Josiane Lips

## **Sommaire**

[Introduction](#)

[La préparation](#)

[Réglage des appareils de photo](#)

[Matériels de collecte](#)

[La collecte](#)

[L'identification](#)

[Processus](#)

[Détermination](#)

[La conservation](#)

[Remarques générales](#)

[Kit de base](#)

[Pour la capture](#)

[Pour la conservation](#)

[Pour l'identification](#)

[Fiche de présentation \(utilisée par le GEB\)](#)

[Documentations](#)

[Projet d'après stage](#)

[Liens](#)

[Matériels](#)

[ANNEXE 1 : Liste des prélèvements](#)

[ANNEXE 2 : Références et Bibliographie](#)

[ANNEXE 3 : Protocole de prélèvement dans le cadre du GEB](#)

# Introduction

Durant le week-end du 1er avril 2017, le CDS de l'Oise organisait un stage de formation à la biospéologie.

Nous étions 13 personnes réparties comme suit :

- 9 stagiaires : Hélène R. , Hélène S. , Jérémy, Caroline, Arnaud, José, Jérôme, Tristan et Donald
- 4 encadrants : Josiane Lips, Bernard Lips (spécialiste photo), Marcel Meyssonier (Lyon) ainsi que Bernard Lebreton (Bergerac).

Le stage se déroulait dans la salle Jean Ruby de la commune de Mont l'Evêque (OISE)

Déroulement du stage

## Vendredi

- Installation des binoculaires, du couchage
- Dîner en commun
- Récupération de Bernard Lebreton à Roissy à 21h40
- Présentation du déroulement du stage + quelques généralités sur la faune et les techniques de prélèvement

## Samedi

- 8h petit déjeuner
- Création des équipes et prélèvements jusqu'à 12h30 en carrière. Prise de vue des bestioles autant que possible
- Retour à la salle et déjeuner
- Tri et détermination de nos prises, photos via les binoculaires
- Confection du diaporama sur la faune de la carrière
- Dîner

## Dimanche

- 8h petit déjeuner
- Enregistrement de nos tris dans la base de données
- Rangement des binoculaires
- Projection des photos prises durant le week-end avec le début des identifications
- Déjeuner
- Rangement / nettoyage de la salle
- Départ dans l'après-midi

# La préparation

Avant de passer à la collecte, il est nécessaire d'effectuer plusieurs opérations pour identifier parfaitement la zone de prélèvement.

Pour ce faire, des étiquettes en papier "bristol" et écrites au crayon graphite sont réalisées afin de les glisser dans les tubes de prélèvements.

- Nom de la carrière
- Nom de la personne effectuant le prélèvement
- Date du prélèvement



Des tubes sont remplis à moitié d'alcool à 96° afin de tuer et conserver les bestioles.

## Réglage des appareils de photo

Pour le TG4

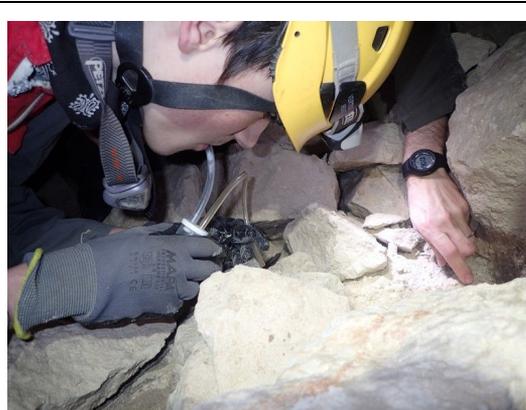
- mode "poisson"
- puis choix "poisson/macro"

Ces réglages permettent d'avoir un mode macro et une bonne profondeur de champ.

Remarque : Le mode microscope est excellent, mais possède une profondeur de champ très réduite. A déconseiller si la prise de vue se fait sans pied.

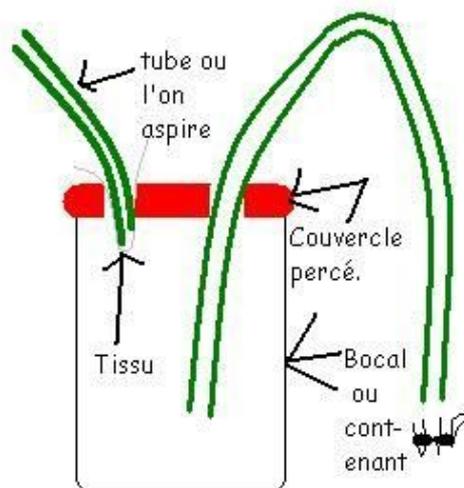
- Dans le menu, ne pas oublier de régler la led autofocus sur "on".

## Matériels de collecte



### Un aspirateur buccal.

Ce système permet d'aspirer les différentes bestioles visibles et invisibles. Elles se retrouvent piégées dans le flacon. Un filtre sur la partie en bouche permet d'éviter de les avaler.





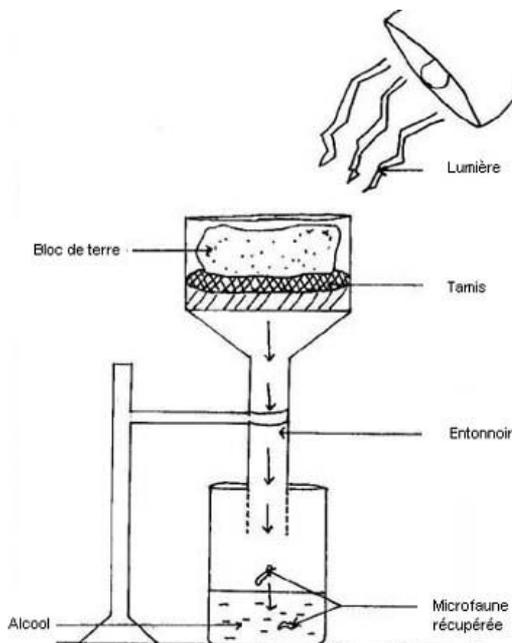
### Une pince brucelle.

Pour les plus grosses bestioles qui ne rentreraient pas dans l'aspirateur. Elles sont saisies avec la pince puis immédiatement placées dans un bocal contenant de l'alcool afin de les tuer rapidement et de pouvoir les conserver.



### Un pinceau.

Pour les petites bestioles. Humecter le pinceau en le trempant dans le flacon d'alcool; la bestiole devrait s'y "coller". Replonger le pinceau dans le flacon afin d'y détacher la bestiole.



### L'appareil de Berlèse

Ce système permet de capturer des petites bestioles tapies dans la terre ou dans les feuilles mortes. Les animaux fuient la lumière et la sécheresse et s'enfoncent dans la terre jusqu'à traverser le tamis descendre dans le flacon d'alcool.

Ne pas hésiter à laisser le berlèse une semaine, voire davantage.

### Appareil de photo

Il peut être considéré comme un appareil de collecte car il permet de photographier ou de filmer, dans leur environnement, les différentes bestioles.

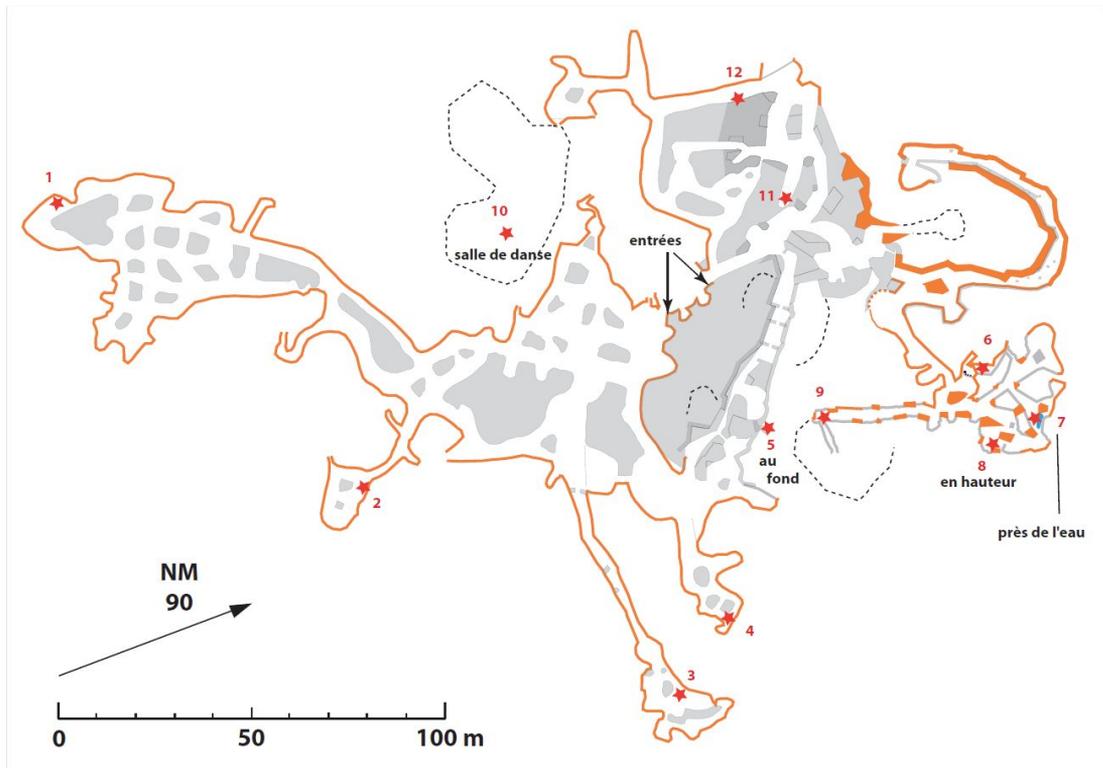


# La collecte

La collecte des différentes “bestioles” s’est déroulée dans la carrière de Mont l’Evêque n°1.



Entrée de la carrière



Topographie et repérage de la zone des appâts (étoile numérotée)



Quelque temps avant le stage, des appâts ont été posés dans la carrière. La phase de collecte se déroulait non seulement dans la zone des appâts mais aussi dans le reste de la cavité. Nous avons également réalisé des prélèvements sur des cadavres "naturels" d'animaux ainsi que dans la zone des entrées.

Nous avons à notre disposition les matériels suivants :

- un aspirateur buccal
- un pinceau
- une pince brucelle
- des flacons contenant de l'alcool (pour tuer et conserver les bestioles)
- un appareil de photo

Une fois les prélèvements effectués, il faut, le plus rapidement possible (dans la voiture ou une fois arrivé au "labo"), verser de l'alcool dans l'aspirateur buccal afin d'éviter qu'elles ne s'échappent.

## L'identification

Après la collecte, il est nécessaire de passer à la phase d'identification des bestioles. C'est la phase la plus longue et la plus délicate car les risques d'erreur sont nombreux. En effet des espèces sont parfois très proches et c'est sur les détails que se joue la discrimination.

Nous avons à notre disposition les matériels suivants :

- binoculaire
- aiguille
- pince brucelle
- capsule de Petri



*Tri et identification*

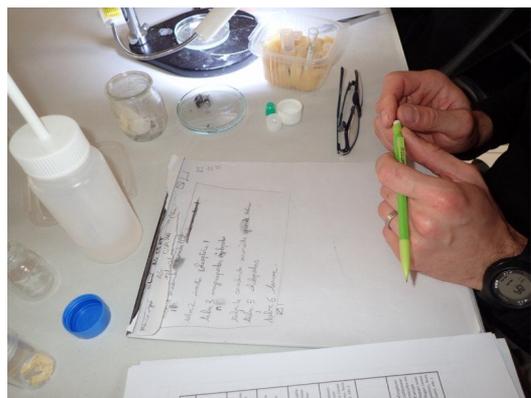




*Débats avec les experts*



*Photographie avec les moyens du bord*



*Comptage des bestioles*



*Porte-fioles contenant les spécimens*

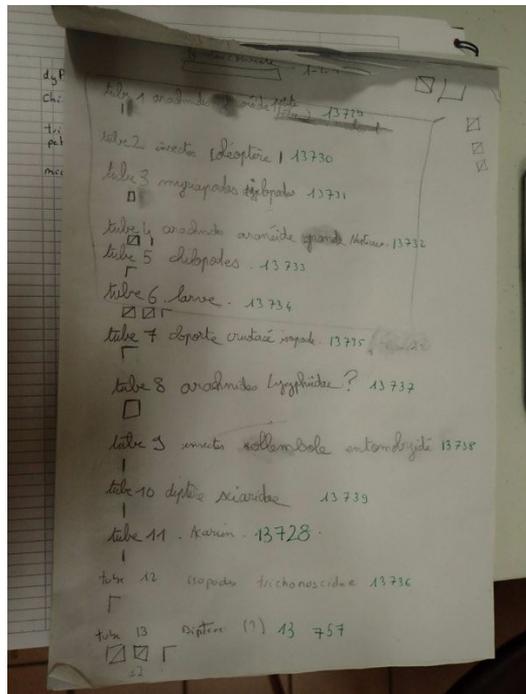




Loupe électronique



Loupe électronique reliée à l'ordinateur



Comptage des bestioles et saisie du n° d'ordre dans la base de données (en vert)



Rangement des différents prélèvements

## Processus

Pour chaque flacon contenant des bestioles

- Nous les versons dans une capsule de Petri (coupelle à fond plat).
- Nous plaçons la coupelle sous la binoculaire
- A l'aide de la pince Brucelle et/ou d'une aiguille nous commençons la recherche des bestioles parmi les différents éléments qui ont été aspirés ou collectés en même temps que le prélèvement (terre, sable, graines,...)
- Nous commençons par les plus grosses bestioles (c'est un choix, pas une obligation)



- Une fois la bestiole isolée, il faut l'identifier afin de pouvoir la classer dans des fioles.

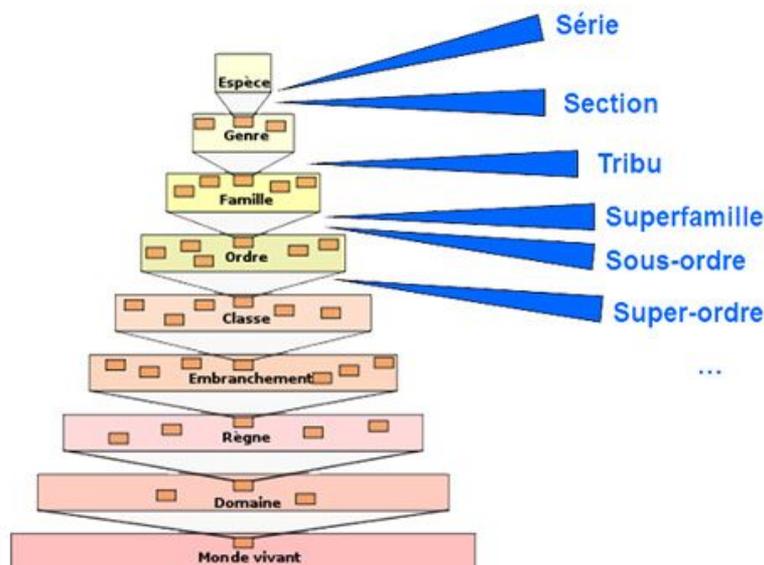
Une fois les identifications réalisées et donc les bestioles "rangées" dans les flacons, il faut les enregistrer.

L'enregistrement, ici, se faisait directement dans la base de données de Josiane Lips. A chaque entrée, elle nous délivrait un numéro d'ordre. Ce numéro était inscrit sur une petite fiche bristol au crayon graphite puis cette dernière était glissée dans le tube d'échantillons.

## Détermination

Le monde du vivant est classé et représenté par un "arbre". Les "branches" représentent des niveaux de détail (points communs). L'arbre part du niveau le plus général : "le monde du vivant" pour arriver à l'espèce qui représente le niveau le plus fin.

Il peut être représenté schématiquement comme ci-dessous :



Monde vivant	
Domaine	
Règne	<p>Il existe actuellement 6 règnes définis</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Archaea (Archées)</li> <li>• Bacteria (Bactéries)</li> <li>• Protista (Protistes)</li> <li>• Fungi (Champignons)</li> </ul>



	<ul style="list-style-type: none"> <li>● Plantae (Plantes)</li> <li>● Animalia (Animaux)</li> </ul>
Embranchement	
Classe	
Ordre	
Famille	
Genre	
Espèce	

Mais il peut être beaucoup plus complexe :

<ul style="list-style-type: none"> <li>● Super-règne, Empire, Domaine (Superregnum, Imperium, Dominium)</li> <li>● <b>Règne</b> (Regnum)</li> <li>● Sous-règne (Subregnum)</li> <li>● Rameau (Ramus, « branch » en anglais)</li> <li>● Infra-règne (Infraregnum) <ul style="list-style-type: none"> <li>○ Super-embranchement, Super-division (Superphylum, Superdivisio)</li> <li>○ <b>Embranchement</b>, Division (Phylum, Divisio)</li> <li>○ Sous-embranchement, Sous-division (Subphylum, Subdivisio)</li> <li>○ Infra-embranchement (Infraphylum)</li> <li>○ Micro-embranchement (Microphylum) <ul style="list-style-type: none"> <li>■ Super-classe (Superclassis)</li> <li>■ <b>Classe</b> (Classis)</li> <li>■ Sous-classe (Subclassis)</li> <li>■ Infra-classe (Infraclassis) <ul style="list-style-type: none"> <li>■ Super-ordre (Superordo)</li> <li>■ <b>Ordre</b> (Ordo)</li> <li>■ Sous-ordre (Subordo)</li> <li>■ Infra-ordre (Infraordo)</li> <li>■ Micro-ordre (Microordo) <ul style="list-style-type: none"> <li>■ Super-famille (Superfamilia)</li> <li>■ <b>Famille</b> (Familia)</li> <li>■ Sous-famille (Subfamilia)</li> <li>■ Tribu (Tribus)</li> <li>■ Sous-tribu (Subtribus) <ul style="list-style-type: none"> <li>■ <b>Genre</b> (Genus)</li> <li>■ Sous-genre (Subgenus)</li> <li>■ Section (Sectio)</li> <li>■ Sous-section (Subsectio)</li> </ul> </li> </ul> </li> </ul> </li> </ul> </li> </ul> </li> </ul>
--



- **Espèce** (Species)
- sous-espèce (subspecies)
- variété (varietas) ou race
- sous-variété (subvarietas) ou sous-race
- forme (forma)
- sous-forme (subforma)

La plupart de ces subtilités nous seront inaccessibles.

## La conservation

Il existe au moins deux méthodes de conservation des bestioles.

1. Dans l'alcool à 96°

*La conservation dans l'éthanol 70° est possible mais conserve moins bien l'ADN des bestioles.*

2. Par séchage pour les coléoptères (*il est conseillé d'utiliser de l'acétate d'éthyle au lieu d'alcool pour occire les animaux. Ils restent alors plus souples*). La préparation consiste à coller une bestiole sur un support en prenant soin de bien écarter ses pattes, ailes etc afin de bien faire apparaître un maximum de détails. Un travail de grande précision afin de ne pas casser le spécimen.

## Remarques générales

- Nécessite d'avoir une bonne organisation lors des prélèvements (identification).
- Immédiatement après la récolte, classifier, étiqueter, renseigner un maximum de détails avant de les oublier.
- Pour constituer un inventaire, plusieurs visites sur un site sont nécessaires car les populations varient suivant les conditions environnementales et climatiques.



# Kit de base

## Pour la capture

Aspirateur buccal (de 9 à 15€)

Pincettes brucelles (lot de 3 en plastique, environ 4€)

Pinceau (environ 5€)

## Pour la conservation

Alcool à 96° (soumis à autorisation)

*Alcool à 70° (moins bonne conservation de l'ADN des bestioles).*

Flacons

Le stockage se fait en "double-flacon" : les tubes contenant les spécimens en alcool sont stockés dans un bocal en verre (style confiture ou conserves) lui-même rempli d'alcool. En effet, aucun petit tube en plastique n'est parfaitement étanche. Le double flaconnage évite donc aux spécimens de se dessécher. Il ne faut pas oublier que le stockage peut durer plusieurs années, voire plusieurs décennies.

## Pour l'identification

Binoculaire (de 140 à 2000 €). Le CNM dispose d'un bino de bonne qualité.

Trinoculaire (de 500 à >1500 €). Permet de prendre une photo en même temps que l'observation.

Petit microscope électronique à port USB (de 100 € à 1200 € suivant la résolution du capteur entre autre)

(DINO-LITE - [www.dino-litefrance.fr](http://www.dino-litefrance.fr))

Appareil de photo (<500 € pour le TG4 par exemple)



## Fiche de présentation (utilisée par le GEB)

Pour les powerpoint (ou les fiches) de présentation, on pourrait s'appuyer sur le type déjà existant (voir ci-dessous):

Diptère nématocère	Culicidae	<i>Culex pipiens</i>
Grotte de la Balme (Isère)	1 cm	
I N S E C T E S		
	X548	X566

Zones (du bord haut gauche au bord bas droit) :

zone	Couleur	Signification
1	vert pastel	Ordre
2	Bleu pastel	Famille
3	Orange pastel	Genre
4	Rouge pastel	Lieu du prélèvement
5	Gris clair	échelle (?) Troglophile / Troglomé / Troglobie / Guanobie (?)
6	Jaune pastel	Nom commun
7	Rouge bordeaux	Classe
8		Photos (Ajouter le n° d'inventaire de la photo dans les propriétés de cette dernière) (Ajouter également le n° d'inventaire en petit et italique directement sur la photo [?])



## Documentations

 <p>Site du GEB (Groupe d'Etude Biospéologie)</p>	<a href="http://environnement.ffspeleo.fr/biospeologie/">environnement.ffspeleo.fr/biospeologie/</a>
Bibliothèque CDS - CNM	<a href="http://www.nuitminerale.fr">www.nuitminerale.fr</a>
Clé des ordres de diplopedes	<a href="http://www.fieldmuseum.org/file/121826">www.fieldmuseum.org/file/121826</a>

## Projet d'après stage

Pour mettre en application les différentes informations que l'on a pu apprendre lors du stage, un projet d'inventaire va être mis en place. Il aura pour but de recenser les différentes populations visibles des cavités.

Rythme de sortie, au moins une cavité ou sortie par mois.

L'inventaire se constituera au fur et à mesure des visites et donc des prélèvements.

Voir **Projet BioSpel 60** sur le site.

## Liens

### Matériels

<http://www.entomo-silex.com>

- microscope USB :  
[http://www.dino-lite.com/products\\_detail.php?index\\_m1\\_id=9&index\\_m2\\_id=35&index\\_id=97](http://www.dino-lite.com/products_detail.php?index_m1_id=9&index_m2_id=35&index_id=97)
- et son support :  
<http://fr.farnell.com/webapp/wcs/stores/servlet/ProductDisplay?catalogId=15001&langId=-2&urlRequestType=Base&partNumber=2415134&storeId=10160>
- pinces, aspirateur... : <http://www.insectnet.eu/>



# ANNEXE 1 : Liste des prélèvements

Carrière 1 (Mont l'Evêque, 60, France)  
01/04/2017

Les \* correspondent aux photographies. Les n° de flacon correspondent à la base de données de Josiane Lips.

## Proche des entrées (Josiane Lips)

13687	1*	Araignée	Tetragnathidae	<i>Metellina merianae</i>
13688	1*	Diptère	Culicidae	<i>Culex pipiens</i>
13689	1*	Araignée	Nesticidae	<i>Nesticus cellulanus</i>
13690	1*	Diptère		
13691	1*	Isopode	Trichoniscidae	<i>Androniscus dentiger</i>
13692	1*	Isopode	Oniscidae	<i>Oniscus asellus</i>
13693	*	Araignée		
13694	1*	Chilopode	Lithobiidae	<i>Lithobius forficatus</i>
13695	1*	Ver	Lumbricidae	
13696	1*	Gastéropode	Oxychilidae	<i>Oxychilus sp.</i>
13697	*	Diptère	Sciaridae	
13698	1*	Diptère	Mycetophilidae	
13699	*	Actinomycètes		
13700	1	Diptère	Phoridae	
13701	*	Collembole		
13703	1*	Diptère	Sciaridae	
13704	1*	Araignée	Tetragnathidae	<i>Metellina merianae</i>
13705	1*	Araignée	Nesticidae	<i>Nesticus cellulanus</i>
13706	1*	Diptère		
13707	1*	Diptère		
13708	*	Coléoptère	Staphylinidae	
13709	1*	Diptère	Bolitophilidae	
13711	4*	Vers ou larves	dans du bois	
13712	1	Diptère	Sciaridae	
13713	*	Lépidoptère	Noctuidae	<i>Scoliopteryx libatrix</i>
13774	7	Oligochètes		
13775	1	Collembole		
13776	1	Araignée	femelle. Epigyne très en relief.	

Récolte effectuée par Hélène Serra et Caroline Merle.



13714	5	Diptères	Culicidae	<i>Culex pipiens</i>
13715	1	Diptère	Bolitophilidae	
13716	3	Gastéropodes	Oxychilidae	<i>Oxychilus sp</i>
		Zonitidae	<i>Discus rotundatus</i>	
13717	2	Isopodes	Oniscidae	<i>Oniscus asellus</i>
13718	1	Homoptère		
13720	2	Diptères	Sciaridae	
13721	2	Collemboles	Entomobryomorpha	
13725	1	Acarien		
13756	3	Coléoptères	Carabidae	
13761	6	Isopodes	Trichoniscidae	<i>Androniscus dentiger</i>
13762	6	Araignées	Nesticidae	<i>Nesticus cellulanus</i>
13763	3	Acarions	Ixodidae	
13764	1	Diplopode	Blaniulidae ?	
13765	1	larve de Diptère		
13766	1	Araignée	Amaurobiidae	<i>Amaurobius sp.</i>
13767	2	Diplopodes	Polydesmida	
13768	2	Diptères	Limoniidae	<i>Limonia nubeculosa</i>
13769	1	Diptère	Muscidae ?	
13770	1	Lépidoptère		
13772	3	Isopodes	Cylistidae	<i>Cylisticus convexus</i>
13777	1	Diptère	Phoridae	
13778	2	Diptères	Phoridae	

**Station 5, 6, 7, 8 et 9 (Donald Accorsi et Marcel Meyssonier)**

13719	1	Diptère	Phoridae
13722	1	Diptère	Sciaridae
13723	1	Coléoptère	Leiodidae
13724	2	Diplopodes	Blaniulidae ?
13726	1	Acarien	Ixodidae
13727	1	Diptère	Phoridae
13740	10	larves de Diptères	
13741	5	larves de Diptères	
13742	10	larves de Diptères	
13743	4	larves	



**Stations 1, 2 et 4 (Arnaud Garlan, Jérémy Broux, Tristan Danger).**

13728	1	Acarien		
13729	1	Araignée	Linyphiidae ?	
13730	1	Coléoptère	Carabidae	
13731	4	Diplopedes	Blaniulidae ?	
13732	6	Araignées	Nesticidae	<i>Nesticus cellulanus</i>
13733	2	Chilopode	Lithobiidae	
13734	12	larves de Diptères		
13735	1	Isopode	Oniscidae	<i>Oniscus asellus</i>
13736	2	Isopodes	Trichoniscidae	<i>Androniscus dentiger</i>
13737	4	Araignées	Linyphiidae ?	
13738	1	Collembole	Entomobryomorpha	
13739	1	Diptère	Sciaridae	
13757	12	Diptères	Phoridae	
13758	3	Diplopedes	Polydesmida	
13759	3	Diptères	Bolitophilidae	
13760	1	Diplopede	Chordeumatida	
13771	1	Acarien		
13773	2	Gastéropodes		
13780	1	Isopode	Cylistidae	<i>Cylisticus convexus</i>

**Proche de l'entrée (Jérôme Louis et Hélène Richard).**

13744	2	Isopodes	Trichoniscidae	<i>Androniscus dentiger</i>
13745	2	Isopodes	Oniscidae	<i>Oniscus asellus</i>
13746	4	Vers	Lumbricidae	
13747	1	Chilopode	Lithobiidae	<i>Lithobius forficatus</i>
13748	1	Araignée	Tetragnathidae	<i>Metellina merianae</i>
13749	1	Ver	Clitellate	
13750	5	Araignées	Nesticidae	<i>Nesticus cellulanus</i>
13751	1	Araignée	Nesticidae	<i>Nesticus cellulanus</i>
13752	2	Araignées	Tetragnathidae	<i>Metellina merianae</i>
13753	2	Diptères	Culicidae	<i>Culex pipiens</i>
13754	3	Diptères	Bolitophilidae	
13755	2	Diptères	Limoniidae	<i>Limonia nubeculosa</i>
13779	1	Araignée	Tetragnathidae	<i>Metellina merianae</i>

**Photos**

13781	4	Chauves-souris	Vespertilionidae	<i>Myotis myotis</i>
-------	---	----------------	------------------	----------------------

**Indices** de blaireau (aperçu + fèces), renard (crâne), campagnols (os)



## ANNEXE 2 : Références et Bibliographie

Delachaux et Niestlé, Guides pratiques du Naturaliste	« Ces animaux minuscules qui nous entourent »
Sophie Bernard et Thierry Montesinos de l'association spéléologique nîmoise, 2013	«Guide des cavernicoles de la RNR des gorges du Cerdon»
Jean-Marc Thibaud et Cyrille d'Haese	«Le petit collembole illustré», bulletin de l'association entomologique d'Auvergne Arvernis n°51-52 du 1er semestre 2010
Michel Dethier CRSOA (Belgique)2005	«Petite introduction illustrée à la faune souterraine» <a href="http://www.speleoubs.be/index.php/votre-documentation/bibliotheque-numerique/recherche-par-categorie/9-biospeologie/77-petite-introduction-illustree-a-la-faune-souterraine">http://www.speleoubs.be/index.php/votre-documentation/bibliotheque-numerique/recherche-par-categorie/9-biospeologie/77-petite-introduction-illustree-a-la-faune-souterraine</a>
Daniel Ariagno et Josiane Lips	Quelques rudiments de Biospéologie <a href="http://environnement.ffspeleo.fr/biospeologie/documents/initiationbio.pdf">http://environnement.ffspeleo.fr/biospeologie/documents/initiationbio.pdf</a>

### [Quelques repères bibliographiques pour aller plus loin ...](#)

#### **Biologie souterraine générale :**

- + JEANNEL, Dr René (1943) : Les fossiles vivants des cavernes (Gallimard, 322 p.)
- + DELAMARRE DEBOUTTEVILLE, Claude (1960) : Biologie des eaux souterraines littorales et continentales (Hermann éd., Université de Paris, Laboratoire Arago, 742 p.)
- + VANDEL, Albert (1964) : Biospéologie : la biologie des animaux cavernicoles (Gauthier-Villars éd., 619 p.)
- + THINES, Georges et TERCAFS, Raymond (1972) : Atlas de la vie souterraine. Les animaux cavernicoles (Albert de Visscher éd., 162 p.)
- + GINET, René (1975) : Règles de base de l'écriture et de la systématique zoologique. Notes d'initiation à la biologie.- **Spelunca**, F.F. Spéléologie, n° 4, p. 19-21 (repris dans Spéleo-Dossiers, n° 32, 2002, p. 54-57)
- + GINET, René ; DECOU, Vasile (1977) : Initiation à la biologie et à l'écologie souterraines.- J.-P. Delarge éd. Paris, 345 p.
- + COLLIGNON, Bernard (1988) : Spéléologie. Approches scientifiques.- Edisud, 238 p. (chap. 11, la faune cavernicole, p. 195-210)
- + SIFFRE, Michel (1994) : Les animaux des cavernes (A compte d'auteur, 32 p.)
- + DARNE, Fabien (1997) : Approche de la biospéologie. U.V. Instructeur 1986.- Dossier **instruction de**



**l'Ecole française de spéléologie**, 1<sup>ère</sup> éd., 14 p.

+ Encyclopaedia biospeologica (1994, 1998, 2001) : Faune souterraine ... (C. Juberthie et V. Decou, éd., 3 tomes, 2294 p.)

+ DATRY, Thibaut (2002) : Clef succincte d'aide au tri et à la détermination des principaux organismes terrestres susceptibles d'être rencontrés dans nos régions.- **Spéleo-Dossiers**, n° 32, activités 2001, p. 58-67.

+ FERREIRA, David, DOLE-OLIVIER, Marie-José, MALARD, Florian, DEHARVENG, Louis, GIBERT, Janine (2003) : Faune aquatique souterraine de France : base de données et éléments de biogéographie.- **Karstologia**, n° 42, p. 15-22.

#### **Biologie générale :**

+ TACHET, H. ; BOURNAUD, M., RICHOUX, Ph. (1991) : Introduction à l'étude des macroinvertébrés des eaux douces.- Univ. Lyon I, 156 p.

+ TACHET, Henri, et coll. (2000) : Invertébrés d'eau douce. Systématique, biologie, écologie.- C.N.R.S. Ed., 590 p.

#### **Pour mémoire :**

+ Rapports des stages nationaux « Equipier scientifique ».

Année 2000 – Système de Foussoubie, Ardèche

Année 2001 – Caborne de Menouille, Jura.

Année 2002 – Pont de Ratz, Hérault.

+ Articles parus dans la revue Spelunca F.F. Spéléologie.

- n° 1, 1981, p. 27-29 (Les pseudoscorpions cavernicoles)

- n° 2, 1981, p. 20-22 (Les crustacés aquatiques du genre Niphargus).

- n° 12, 1983, p. 38-40 (Les Collemboles cavernicoles).

- n° 16, 1984, p. 23-24 (Les crustacés Isopodes terrestres cavernicoles)

- n° 28, 1987, p. 15-17 (Connaissance des Diploures, Campodéidés, insectes aptérygotes)

- n° 86, 2002, p. 41-44 (Les gastéropodes aquatiques, un groupe cavernicole peu connu)

- n° 101, 2006, p. 12-17 (Les oligochètes aquatiques souterrains. Ecologie et méthode d'échantillonnage légère)

- n° 140, 2015, (Les papillons des grottes)

- n° 141, 2016, p. 53-55 (Les scorpions cavernicoles : des animaux problématiques)



# ANNEXE 3 : Protocole de prélèvement dans le cadre du GEB

(par Jean-Pascal GRENIER)

Avant tout prélèvement de faune sous terre, il convient d'abord d'observer, de photographier et de prendre le temps de chercher les biotopes favorables aux cavernicoles : parois des entrées, gours, suintements, matière organique (guano, bois, restes de nourriture, etc), zone de semi-pénombre avec des milieux favorables sous les pierres au sol ou dans les anfractuosités des parois.

## Entrée de cavité ou base des puits

- Observer attentivement la faune présente sur les parois de la zone d'entrée immédiate et de la zone dans la semi-pénombre. A noter que cette faune troglophile peut varier selon le gradient de lumière et selon les saisons.
- La faune présente au sol (souvent troglène pour la base d'un puits d'entrée) peut être abondante. Penser à faire des prélèvements de terre ou de litière à passer au Berlèse. Observation à vue sous les pierres ou autres cachettes.
- Rivières ou gours dans les entrées de cavités : bien observer la faune en surface de l'eau et la faune qui peut être cachée dans l'argile ou sous les pierres dans l'eau.

## Zone non éclairée

- C'est le domaine de prédilection des troglobies (faune terrestre) ou stygobies (aquatiques).
- Observer de préférence les secteurs avec écoulements d'eau permanents (coulées stalagmitiques, zones de dépôts d'argile par les crues et décrues) et les secteurs où se trouvent des débris organiques.
- Pour les stygobies, les gours et les circulations d'eau permettent la récolte soit à vue (en utilisant un aspirateur à bouche), soit à l'aide de filtrage ou filets dérivants.

## Se munir au préalable :

- D'une topographie de la cavité, d'un carnet et d'un crayon de papier pour noter les lieux de collecte à vue ou de photographie.
- D'un flacon rempli d'alcool à 70° (ou à 96°).
- D'un pinceau fin (si possible au manche tronqué pour faciliter la manipulation).
- D'une pince souple.
- D'un flacon vide pour des prélèvements de bestioles vivantes.
- D'une petite épuisette à maille fine pour filtrer les gours et d'un flacon de grande capacité à large ouverture pour collecter la récolte dans les gours ou plans d'eau.
- D'une ou plusieurs boîtes Tupperware pour prélever des échantillons de sol en vue d'un passage au berlèse ou d'une observation directe sous la loupe ou d'un trempage dans unseau d'eau.
- Pour transporter cela, une sacoche étanche accrochée à la ceinture ou un mini kit bag.



### Idéalement :

- Un thermomètre pour mesurer la température ambiante sous terre vers les points de collecte.
- Instruments de mesure de la conductivité et du Ph de l'eau lors des prélèvements de faune aquatique.
- Une fiole plastique avec éther acétique, idéale pour collecte des coléoptères afin de pouvoir les préparer ensuite sur paillette.
- Deux aspirateurs à bouche : 1 pour les cavernicoles terrestres, 1 pour les cavernicoles aquatiques.

### En cas de mise en place d'appâts :

- Choisir des endroits à l'abri des regards et cacher sous des pierres les appâts odorants mis en place (fromage, aliments carnés ou autres).
- Espacer suffisamment ces appâts pour ne pas modifier l'écosystème.
- Retirer les appâts s'ils deviennent destructeurs de la faune présente, surtout s'ils attirent de nombreux prédateurs (acariens, pseudoscorpions, araignées, chilopodes ou certains coléoptères).

En cas de mise en place de pièges, type pièges Barber au ras du sol, attractifs ou passifs, il convient de respecter rigoureusement les règles suivantes :

- Dans tous les cas de figure, ne pas abuser de ce type de piégeage.
- Choisir des endroits à l'abri des regards et mettre en place un repère permettant de retrouver aisément le piège.
- Espacer suffisamment ce type de piégeage pour ne pas détruire la faune présente.
- A visiter régulièrement et à retirer lorsque le piège devient trop destructeur ou ne donne plus de captures, en rebouchant soigneusement l'emplacement.
- Ne jamais laisser un piège sous terre sans visite régulière !

### Pour le tri sous loupe binoculaire, se munir d'un certain nombre d'ustensiles :

- Piluliers
- Alcool à 70° (ou à 96°)
- Pipettes et/ou pissettes
- Verres de montre ou boîtes de Pétri pour observer sous binoculaire
- Pince souple ou aiguille
- Bristols prédécoupés pour inscrire au crayon de papier les infos indispensables avant de refermer le pilulier
- Bocaux (type pot à confiture) pour conservation en double alcool les piluliers. Le but est de conserver les piluliers dans un bocal plus grand (en les regroupant par cavité, ou par groupe ou par famille...) contenant lui-même de l'alcool (idéalement il faut remplir le bocal mais, en pratique, quelques centimètres au fond suffisent pour éviter le dessèchement des piluliers).

Si vous n'avez pas le loisir de les trier rapidement, il faut enfermer vos récoltes dans un flacon avec alcool à 70° (ou à 96°). Notez sur un bristol toutes les informations utiles (à glisser dans le ou les flacons). Veillez à fermer bien hermétiquement le(s) flacon(s) et conservez-les (comme ceux qui sont déjà triés) en double alcool.



## Codification pour les étiquettes sur bristol

Au recto de l'étiquette bristol :

- Nom de la cavité (+ commune, si possible ou si risque de confusion)
- Date de prélèvement
- Au verso de l'étiquette bristol :
  - Numérotation pour chaque pilulier (correspondant à sa base de données ou à son tableur)
  - Nom du collecteur

