

Mémoire

Auteur : Gailly, Virginie

Promoteur(s) : Michaux, Johan; Plumier, Jean-Christophe

Faculté : Faculté des Sciences

Diplôme : Master en biologie des organismes et écologie, à finalité spécialisée en biologie de la conservation : biodiversité et gestion

Année académique : 2020-2021

URI/URL : <http://hdl.handle.net/2268.2/12600>

Avertissement à l'attention des usagers :

Tous les documents placés en accès ouvert sur le site le site MatheO sont protégés par le droit d'auteur. Conformément aux principes énoncés par la "Budapest Open Access Initiative"(BOAI, 2002), l'utilisateur du site peut lire, télécharger, copier, transmettre, imprimer, chercher ou faire un lien vers le texte intégral de ces documents, les disséquer pour les indexer, s'en servir de données pour un logiciel, ou s'en servir à toute autre fin légale (ou prévue par la réglementation relative au droit d'auteur). Toute utilisation du document à des fins commerciales est strictement interdite.

Par ailleurs, l'utilisateur s'engage à respecter les droits moraux de l'auteur, principalement le droit à l'intégrité de l'oeuvre et le droit de paternité et ce dans toute utilisation que l'utilisateur entreprend. Ainsi, à titre d'exemple, lorsqu'il reproduira un document par extrait ou dans son intégralité, l'utilisateur citera de manière complète les sources telles que mentionnées ci-dessus. Toute utilisation non explicitement autorisée ci-avant (telle que par exemple, la modification du document ou son résumé) nécessite l'autorisation préalable et expresse des auteurs ou de leurs ayants droit.

ETUDE DU REGIME ALIMENTAIRE DE QUATRE ESPECES D'OISEAUX SEDENTAIRES PALUDICOLES MEDITERRANEENNES



Mémoire de fin d'études présenté par Virginie Gailly dans le but d'obtenir le grade de Master en Biologie des Organismes et Ecologie à finalité spécialisée en Biologie de la Conservation : Biodiversité et Gestion.

Promoteur : **Dr. Johan Michaux**

Co-promoteur : **Dr. Jean-Christophe Plumier**

Encadrant externe : **Benjamin Vollot**

Septembre 2021

Remerciements

Je tiens tout d'abord à remercier mon promoteur Johan Michaux,

Pour m'avoir permis de réaliser ce travail sur les oiseaux paludicoles. Pour votre temps consacré tout au long de mon stage empreint de positivisme et de bonne humeur (malgré les nombreux obstacles). Pour la participation au cheminement de mon mémoire avec vos conseils avisés, vos relectures et vos partages d'expériences.

Je remercie vivement Benjamin Vollot,

Pour m'avoir initié à l'ornithologie. Pour m'avoir fait découvrir ton monde et partager ton savoir. Pour tes nombreux conseils et tes multiples relectures qui ont permis d'améliorer grandement la qualité de ce travail. Mais surtout pour ton accueil, ta bonne humeur et ta disponibilité.

Merci aux pioupiou,

d'avoir participer à cette expérience, certains moins coopératifs que d'autres. Mais ils m'auront fait, dans tous les cas, découvrir la beauté de la nature et me conforter dans l'idée que c'est là qu'est ma place.

Merci aux Drs. Lise-Marie Pigneur, Adrien André et Damien Gailly,

Pour leur aide au laboratoire, d'avoir pris le temps de m'initier aux manipulations en laboratoire, qui même si elles n'étaient pas axées sur mon mémoire, m'ont permis d'y voir un peu plus clair. Ainsi que pour le temps passé à répondre à mes questions.

Merci à Cédric Alonso,

De nous avoir aidé avec enthousiasme pour l'identification des insectes et pour vos conseils.

Merci à mes copines de Bloc0,

Avec qui j'ai passé des supers moments. Pour leur aide et leur soutien.

Milles mercis à mes parents,

Qui m'ont soutenue et aidé durant mes sept années d'études, pour m'avoir écouté (me plaindre... ou me réjouir...) pour vos remarques positives qui ont su me conforter dans mes décisions et m'encourager à avancer.

A ma grande sœur,

Pour son oreille attentive et sa bienveillance à tout égard.

Résumé

ETUDE DU RÉGIME ALIMENTAIRE DE QUATRE ESPÈCES D'OISEAUX SEDENTAIRES PALUDICOLES MEDITERRANEENNES

Mémoire réalisé par Virginie Gailly sous la direction de Dr. Johan Michaux. Année académique 2020-2021.

L'alimentation de la Panure à moustaches (*Panurus biarmicus*), la Lusciniole à moustaches (*Acrocephalus melanopogon*), la Bouscarle de Cetti (*Cettia cetti*) et le Bruant des roseaux (*Emberiza schoeniclus*) sur le littoral méditerranéen français à peu été étudiée. Une analyse bibliographique a permis de montrer que seulement six publications scientifiques anciennes ont été réalisées dans le sud de la France, dont quatre étaient basées sur des techniques d'analyse au microscope de fientes, de régurgitas, ou sur la disponibilité alimentaire en roselière. Ces techniques peu révolutives et performantes ne permettent pas d'identifier de manière précise et complète l'alimentation des oiseaux et les méthodes de prélèvements aboutissant la plupart du temps à la mort de l'oiseau, ne sont éthiquement plus acceptable.

Dans cette étude, nous avons cherché à approfondir la connaissance du régime alimentaire de ces quatre espèces d'oiseaux sédentaires paludicoles méditerranéens, sur toute une année afin de couvrir toutes les périodes biologiques. L'utilisation d'une nouvelle méthode de prélèvement ainsi qu'une nouvelle méthode d'analyse, basée sur la technologie de séquençage de dernière génération, permet d'être plus précis, plus fiable et plus respectueux de l'individu.

La collecte de matériel sur le littoral méditerranéen français a permis de rassembler 111 fèces dont 74 ont donné des résultats sur le régime alimentaire grâce au séquençage nouvelle génération. Cela a donné de premiers résultats inédits concernant le régime alimentaire des quatre espèces d'oiseaux étudiées. En effet, les résultats ont permis d'identifier 99 genres et 106 espèces de proies. Nos analyses statistiques ont mis en évidence de manière significative une alimentation différente entre *Panurus biarmicus* et *Cettia cetti* ainsi qu'entre *Panurus biarmicus* et *Acrocephalus melanopogon*.

L'étude du régime alimentaire des oiseaux paludicoles est un outil de compréhension indispensable pour préserver les espèces inféodées à la roselière et assurer leur survie sur le long terme.

Lexique des abréviations

ACP : Analyse en Composante Principale

ACRMEL : *Acrocephalus melanopogon*, Lusciniole à moustaches

ADN : Acide Désoxyribonucléique

CETCET : *Cettia cetti*, Bouscarle de Cetti

CMR : Capture-Marquage-Recapture

CRBPO : Centre de Recherche sur la Biologie des Populations d'Oiseaux

EMBSCH : *Emberiza schoeniclus*, Bruant des roseaux

PANBIA : *Panurus biarmicus*, Panure à moustaches

PCR : Polymerase chain reaction

Liste des figures et tableaux

Figure 1: <i>Emberiza schoeniclus</i> mâle.....	12
Figure 2: <i>Panurus biarmicus</i> mâle	14
Figure 3: <i>Cettia cetti</i>	15
Figure 4: <i>Acrocephalus melanopogon</i>	17
Figure 5: Prélèvement de fiente d'oiseau. (A) Sac en papier dans lequel est placé une assiette en carton sous un grillage. (B) Mise en place de l'oiseau dans le sac, refermé avec une pince à linge. (C) Prélèvement de l'assiette contenant les fientes et libération de l'oiseau. (D) Les fientes sont placées dans des tubes de prélèvement contenant de l'éthanol à 96%, numéroté, daté, le nom de l'espèce, le numéro de la bague et le lieu de prélèvement y sont notés.	21
Figure 6: Prélèvement d'eau à l'aide d'une pompe péristaltique de la marque Brückle.....	22
Figure 7: Piège à Polytrap TM.....	23
Figure 8: (A) Etapes de séquençage par la méthode Illumina. (B) Plusieurs brins d'ADN sont amplifiés via l'attachement d'un adaptateur (vert) sur un oligonucléotide (rouge) fixé à la cellule de flux. (C) Lecture des nucléotides par imagerie grâce à un groupe fluorescent spécifique.....	26
Figure 9: ACP- biplot des proies (classe) d' <i>A. melanopogon</i> en fonction des saisons	33
Figure 10: ACP- Biplot des proies (classe) de <i>C. cetti</i> en fonction des saisons.....	34
Figure 11: ACP -Biplot des proies (classe) de <i>E. schoeniclus</i> en fonction des saisons.....	35
Figure 12: Nombre de publications scientifiques rédigées sur le "régimes alimentaire" en fonction du pays et de l'espèce concernée	46
Figure 13: Nombre de publications scientifiques sur le "régime alimentaire" en fonction du pays et de la méthode	46
Figure 14: Proies consommées par <i>A. melanopogon</i> en hiver et au printemps 2020-2021	47
Figure 15: Proies consommées par <i>C. cetti</i> en automne en hiver et au printemps 2020-2021.....	47
Figure 16: Proies consommées par <i>P. biarmicus</i> en automne en hiver 2020-2021.....	47
Figure 17: Proies consommées par <i>E. schoeniclus</i> en automne en hiver et au printemps 2020-2021.....	47
Figure 18: répartition des proies dans la roselière consommées par <i>P. biarmicus</i> en automne 2020-2021	47
Figure 19: Répartition des proies dans la roselière consommées par <i>P. biarmicus</i> en hiver 2020-2021	47
Figure 21: Répartition des proies dans la roselière consommées par <i>E. schoeniclus</i> au printemps 2020-2021	47
Figure 20: Répartition des proies dans la roselière consommées par <i>E. schoeniclus</i> au hiver 2020-2021	47
Figure 23: Répartition des proies dans la roselière consommées par <i>C. cetti</i> en hiver 2020-2021	47
Figure 22: Répartition des proies dans la roselière consommées par <i>C. cetti</i> en automne 2020-2021.....	47
Figure 25: Répartition des proies dans la roselière consommées par <i>A. melanopogon</i> en automne 2020-2021	47
Figure 24: Répartition des proies dans la roselière consommées par <i>C. cetti</i> au printemps 2020-2021	47
Figure 26: Répartition des proies dans la roselière consommées par <i>A. melanopogon</i> en hiver 2020-2021	47
Figure 27: Répartition des proies dans la roselière consommées par <i>A. melanopogon</i> au printemps 2020-2021	47

Tables des matières

Introduction	9
1. Mise en contexte	9
2. Objectif du mémoire	11
3. Présentation des espèces.....	12
3.1 Le Bruant des roseaux (<i>Emberiza schoeniclus</i>) (L.,1758).....	12
3.2 La panure à moustaches (<i>Panurus biarmicus</i>) (L.,1758)	14
3.3 La Bouscarle de Cetti (<i>Cettia cetti</i>) (Temminck. 1820).....	15
3.4 La Lusciniole à moustaches (<i>Acrocephalus melanopogon</i>) (Temminck. 1823)	17
Matériel et méthodes	18
1. Echantillonnage	19
a. Sites	19
b. La capture au filet	19
c. Les fientes.....	20
d. L'eau	21
e. La disponibilité alimentaire	22
2. Analyse génétique en laboratoire	24
a. Extraction d'ADN	24
b. Amplification d'ADN par Polymerase Chaine Reaction	24
c. Quantification.....	25
d. Séquençage nouvelle génération	25
e. Traitement bio-informatique.....	26
3. Interprétation des résultats	26
Résultats	29
a. Identification moléculaire du prédateur produisant les matières fécales et leur contenu...29	
b. Diversité globale des proies contenues dans les fientes d'oiseaux.....30	
c. Variation de l'alimentation entre les saisons.....32	
d. Utilisation par les proies des strates de roselière en fonction des espèces et des saisons...35	
Discussion	37
Méthode et biais d'échantillonnage.....	37
Sujet d'étude.....	39
Alimentation des quatre espèces d'oiseaux étudiées.....	39
a. La Bouscarle de Cetti (<i>Cettia cetti</i>)	39

b. La Lusciniole à moustaches (<i>Acrocephalus melanopogon</i>)	40
c. La Panure à moustaches (<i>Panurus biarmicus</i>)	40
d. Le Bruant des roseaux (<i>Emberiza schoeniclus</i>)	40
Perspectives	41
Références	42
Annexes	46

Introduction

1. Mise en contexte

Des zones humides naturelles et en bonne santé sont essentielles pour l'humanité. Elles renferment certains des écosystèmes les plus productifs de la planète et fournissent des services écosystémiques aux innombrables avantages. Elles représentent 6% des terres émergées et figurent parmi les écosystèmes les plus riches et les plus diversifiés de notre planète. Cependant, elles sont en fort déclin suite à la gestion anthropique à des fins économiques mais également suite à la pression touristique, urbanistique et industrielle. Des facteurs naturels tels que les remontées salines, l'accumulation de nutriments ou de ligneux participent également à leur disparition. Il est à déplorer qu'en France, aucun plan d'action en faveur des roselières ne soit mis en place. Heureusement, dans les espaces naturels, un plan de gestion met en avant des actions ciblant l'habitat et les espèces qui y sont inféodées (Despeaux M., 2014).

On retrouve cet écosystème sur la zone méditerranéenne notamment sous forme de milieu mono-spécifique de Roseaux communs (*Phragmites australis*) appelé roselière ou encore phragmitaie. Cet habitat patrimonial représente un enjeu majeur pour la conservation en Europe mais n'est pas considéré comme un écosystème menacé en France (Poulin et al., 2002). Il est d'une grande importance pour la diversité faunistique, étant donné que de nombreuses espèces en dépendent pour une partie ou pour la totalité de leur cycle de vie (reproduction, migration, hivernage ou alimentation), en particulier pour de nombreux passereaux qui la peuplent. Les oiseaux inféodés à la roselière sont appelés « paludicoles » (Decraemere, 2008 ; Bastide, 2020).

Ce milieu est le siège d'une grande production de matière organique attirant une grande diversité entomologique, source d'alimentation majeure pour les oiseaux. En effet, de nombreux invertébrés vont utiliser la roselière, en exploitant les strates de différentes manières. Ainsi, certains insectes se trouveront uniquement sur le sol, dans/à la surface de l'eau, sur les fleurs de roseaux, dans/sur les tiges de roseaux, ou encore dans les jeunes/les vieux roseaux. De cette manière et selon la disponibilité, les oiseaux paludicoles vont pouvoir venir s'alimenter des différentes proies (Decraemere, 2008).

Cependant, les mécanismes de gestion mis en place par l'homme ne sont pas toujours compatibles avec la conservation des espèces inféodées aux roselières. En effet, le pâturage va

provoquer notamment la disparition des fleurs de roseaux ou la coupe hivernale des roseaux encore appelés « la sagne », va provoquer la disparition du roseau dans son entièreté (Poulin, 2002).

En ajoutant les différents modes de gestion mis en place dans ces milieux, on se rend compte que la disparition de certaines parties de la roselière va provoquer la raréfaction d'une partie du cortège de proies qui y était associée, ce qui, parallèlement provoque le déclin des oiseaux inféodés à ce milieu (Poulin, 2002).

Peu de publications scientifiques sont actuellement disponibles sur ce sujet. Sur base des informations disponibles dans le “*Handbook of Europe the Middle East and North Africa: The Birds of the western Palearctic*” (Cramp et Brooks.,1994), 47 publications scientifiques et livres traitent de ce sujet mais seulement 30 sont encore accessibles. 77 % d'entre elles ont été rédigées dans d'autres pays que la France (Annexe 1. Figure 12) et 60 % sont antérieures aux années 2000.

Concernant la France, sept articles ont été rédigés sur le régime alimentaire de différentes espèces d'oiseaux reprenant au moins une des quatre espèces étudiées dans ce mémoire. Bibby et Green (1983) ont réalisés une étude dans le Migron (centre-ouest de la France) sur la Bouscarle de Cetti. Les six autres publications ont été réalisées dans le sud de la France. Les techniques utilisées varient entre la disponibilité en proies présentes dans la roselière (Poulin. Lefevre et Mauchamp. 2001 ; Poulin et Lefevre. 2002 ; Foucher.2009) et l'analyse de fientes, régurgitas et estomacs au microscope électronique (Bussmann, 1979 ; Bibby, 1982 ; Bibby et Green, 1983 ; Poulin et Lefevre, 2004) (Annexe 1. Figure 13). Ces techniques sont peu fiables car elles ne permettent pas d'identifier de manière précise et complète l'alimentation des oiseaux. (Rythkönen et al., 2018). Les publications de Bussmann (1979) et Bibby (1982) sont anciennes et n'étudient le régime alimentaire que d'une seule espèce, *Acrocephalus melanopogon*, sur une courte période.

L'étude menée par Poulin et Lefevre (2004) entre mai et juin dans les roselières de Camargue a permis de déterminer les proies ingérées pour cinq espèces d'oiseaux paludicoles dont la Panure à moustaches (*Panurus biarmicus*), la Lusciniole à moustaches (*Acrocephalus melanopogon*) et le Bruant des roseaux (*Emberiza schoeniclus*). Cependant, aucune précision n'est donnée sur la liste de proies par espèces. La détermination a été faite au microscope et les résultats montrent qu'une part importante de l'alimentation de ces cinq espèces est composée

de coléoptères (27 %) et d'araignées (28 %). Le reste est partagé entre diptères (10 %), hyménoptères (9 %), hémiptères (8 %) et gastéropodes (5 %) pour l'essentiel.

Peu d'études récentes ont ainsi été menées dans le sud de la France. Les seules publications trouvées sont incomplètes concernant le régime alimentaire et la méthode utilisée est peu fiable. Elles sont également menées sur de courtes périodes (généralement la période de reproduction) et ne détaillent pas la liste de proies par espèce étudiée.

2. Objectif du mémoire

Quelques études ont cherché à apporter des informations sur les insectes présents en roselière (disponibilité alimentaire) pouvant être par la suite consommés par les passereaux. Les méthodes auparavant peu précises et fiable, évoluent aujourd'hui grâce à la génétique. La récente amélioration des méthodes d'analyses ADN ainsi que la mise à disposition des génomes de nombreuses espèces permettent d'espérer des résultats plus probants (Bourgarel et al., 2019). Ainsi, ce mémoire sert d'étude exploratoire, dont l'objectif n'est pas de caractériser la disponibilité alimentaire dans les roselières, mais bien d'analyser et de décrire le régime alimentaire de quatre espèces d'oiseaux paludicoles méditerranéens sédentaires ; à savoir, *Acrocephalus melanopogon* (Lusciniolè à moustaches), *Emberiza schoeniclus* (Bruant des roseaux), *Cettia cetti* (Bouscarle de Cetti) et *Panurus biarmicus* (Panure à moustaches). L'étude porte sur toute une année afin de couvrir toutes les périodes biologiques d'un oiseau, mais ce mémoire ne reprendra que l'automne, l'hiver et le printemps par faute de temps. La zone géographique couverte comprend trois roselières en Occitanie soumises à différents modes de gestion (coupe de roseau, pâturage, gestion de l'eau).

Pour créer des données plus précises et fiables, nous proposons d'identifier des proies à l'aide d'une méthode récente et fiable appelée le métabarcoding. L'analyse du régime alimentaire est basée sur la collecte de matières fécales d'un individu. L'ADN des proies situées dans ces fèces est amplifié par PCR et l'ensemble des produits amplifiés est séquencé selon une technologie de séquençage de dernière génération. Les différentes séquences obtenues sont comparées à plusieurs bases de données de référence du génotype lorsque celui-ci est disponible (Rytönen et al., 2018). Cette technique permet d'inventorier les différentes proies (espèce, genre ou ordre) consommées par les oiseaux et d'établir la consommation par espèce. La localisation des espèces d'oiseaux dans les différentes strates de la roselière sera également étudiée grâce à l'identification des insectes consommés.

Enfin, cette étude couvrant les périodes biologiques de chaque espèce, notre étude permettra d'analyser l'évolution des proies consommées au cours du temps.

3. Présentation des espèces

3.1 Le Bruant des roseaux (*Emberiza schoeniclus*) (L.,1758)

3.1.1 Biologie et écologie

3.1.1.1 Morphologie



Figure 1: *Emberiza schoeniclus* mâle

Le Bruant des roseaux (*Emberiza schoeniclus*) est un passeriforme faisant partie de la famille des Emberizidae (Figure 1). La taxonomie de cette espèce est complexe, actuellement, 20 sous-espèces sont reconnues, dont deux sont présentes sur le littoral méditerranéen français (Demongin, 2020). Elles diffèrent par leur taille générale ainsi que la taille du bec. *E. schoeniclus* a une taille¹ variant entre 14 et 15 cm pour une masse de 16 à 27 grammes (Demongin. 2020 ; Shirihai, Vol. 2, 2018). Le mâle est facilement reconnaissable en été, avec sa tête et sa bavette noires alors que son collier et l'espace sous-mustacien sont blancs. Son dos est gris/brun avec des stries noires. En automne, une grande partie de la tête, de la calotte et du bas de la gorge sont noires tachetés de plumes brun cannelle.

La femelle a une tête plus claire avec quelques plumes noires, la gorge, le sourcil et l'espace sous-mustacien sont bruns cannelles (Shirihai. Vol. 2. 2018).

3.1.1.2 Alimentation et comportement

Comme dit précédemment, aucune étude centrée sur la Méditerranée ne permet de fournir le régime alimentaire précis du Bruant des roseaux (Annexe 1 ; tableau 1).

Les données suivantes composent le régime alimentaire des oiseaux situés en Russie, Ukraine, Angleterre et Allemagne (Cramp, 1994).

¹ Longueur de la pointe du bec à la pointe de la queue

Son alimentation se composerait de manière générale de graines et d'invertébrés. Ces derniers seraient occasionnels hors période de reproduction. Ils trouveraient leur nourriture sur le sol, dans les carex, les joncs ou les roseaux, dans les prairies marécageuses, les buissons et les arbres. Leur régime varie entre les saisons et selon la disponibilité en proies. On retrouve des odonates, des éphémères, des collemboles, des orthoptères, des plécoptères, des adultes ou des larves de lépidoptères, des diptères et des hyménoptères, des araignées, des tiques, des bivalves ou encore des crustacés (Cramp, 1994).

Les oiseaux à gros bec (*E.s.witherbyi*) auraient une meilleure capacité à trouver des insectes logés à l'intérieur des tiges de roseaux creux durant l'hiver grâce à leur bec plus fort. Alors que les oiseaux à petit bec (*E.s.schoeniclus*) auraient tendance à se nourrir en grande partie de graines (Matessi et al., 2002 ; Grapputo et al., 1998).

3.1.1.3 Aire de répartition et habitat

Le Bruant des roseaux a une répartition au niveau du Paléarctique, partant du Portugal jusqu'au Japon. Il existe trois grands groupes du nord, de l'est et du centre de l'Europe (Keller et al., 2020). On retrouve le long de la Méditerranée deux sous espèces : le Bruant des roseaux à petit bec (*E. schoeniclus schoeniclus*) et à gros bec (*E. schoeniclus witherbyi*) (Keller et al., 2020).

La capacité de l'espèce à exploiter de très petits habitats de zones humides pourrait expliquer la répartition de cette espèce dans le Paléarctique. Le besoin de zones humides pourrait expliquer l'absence de l'espèce lors de la période de reproduction dans certaines régions sèches et en particulier en Espagne. La disparition de l'espèce dans le sud et le bord de la méditerranée, particulièrement en Espagne et Italie serait dû au changement climatique à cause d'une diminution des précipitations (prédit sur un modèle de scénarios sur le changement climatique) (Keller et al., 2020).

3.2 La panure à moustaches (*Panurus biarmicus*) (L., 1758)

3.2.1 Biologie et écologie

3.2.1.1 Morphologie



Figure 2: *Panurus biarmicus* mâle

Il existe trois sous-espèces de ce passeriforme de la famille des Paridae dans le monde, mais une seule est présente le long du littoral méditerranéen, *Panurus biarmicus biarmicus* (Figure 2) (Keller et al., 2020 ; Antoniazza, 1977).

La Panure à moustache a la taille d'une mésange (15 à 16.5 cm), elle a des ailes très courtes (56-67 cm) et une queue très longue (72-96.5 cm) pour un poids variant de 11 à 19 grammes. Le mâle est caractérisé par une tête typiquement grise-bleutée, un bec et des yeux jaunes-orangés, la présence de grandes moustaches noires permettant de faire la différence avec la femelle chez laquelle elles sont absentes. Cette dernière, a une tête concolore chamois avec parfois quelques mèches plus foncées et un bec brun-grisâtre à jaune (Demongin, 2020 ; Shirihai, Vol. 2, 2018). Les yeux sont également plus pâles avec des lores plus sombres (Shirihai, Vol. 2, 2018).

3.2.1.2 Alimentation et comportement

Les principales études menées en Angleterre, Autriche et Pologne, montre qu'en été, la Panure à moustaches est principalement insectivore en se nourrissant de collemboles, d'éphémères, de coléoptères, d'hydrophilidés, d'araignées, de gastéropodes, d'adultes et de larves de lépidoptères et de diptères (Cramp, 1993). En hiver, elle se tournerait vers une alimentation de type granivore, remplissant son estomac de petites pierres permettant une meilleure digestion des graines. Ces cailloux seront excrétés au printemps (février/mars) lorsqu'elle recommencera à se nourrir d'insectes (Spitzer, 1972). Elle trouverait sa nourriture en voyageant le long des tiges de roseaux, en fouillant le sol humide avec ses pattes, sur les roseaux couchés ainsi qu'à la surface ou dans l'eau. Incapable de casser les tiges de roseaux avec son bec, la Panure à

moustache cherche les insectes dans des tiges déjà cassées, à leur surface ou dans les fentes (Cramp, 1993).

3.2.1.3 Aire de répartition et habitat

L'aire de répartition de *P. biarmicus* est représentée dans l'ouest du Paléarctique. En Europe, le Danube retient de plus grandes concentrations (> 200.000 couples) mais on en trouve également de plus en plus dans le centre de l'Allemagne jusqu'à l'ouest de l'Ukraine et elle est en expansion du nord à l'extrême ouest de l'Angleterre, du Danemark et l'est des pays Baltiques (Keller et al.,2020).

On retrouve la sous-espèce *P. biarmicus biarmicus* sur le pourtour méditerranéen, en Camargue, dans le centre et sur la côte est de l'Espagne, dans le sud de la Turquie et dans le nord-est de la Grèce (Antoniazza, 1977).

La dispersion de l'espèce va dépendre de la disponibilité en grandes étendues de roselières à phragmites. Mais les populations sont sujettes à de nombreuses variations, dont le facteur principal, est la sensibilité de l'espèce aux intempéries en hiver et lors de la saison de reproduction. (Keller et al.,2020).

3.3 La Bouscarle de Cetti (*Cettia cetti*) (Temminck. 1820)

3.3.1 Biologie et écologie

3.3.1.1 Morphologie



Figure 3: *Cettia cetti*

La Bouscarle de Cetti (*Cettia cetti*) fait partie des passeriformes de la famille des Cettiidés (Figure 3). C'est un petit oiseau discret qui mesure entre 12.5 et 14 cm pour 12-19 grammes. Elle a un plumage brun/roux foncé de petites ailes arrondies et une assez longue queue, laquelle est souvent relevée et étalée comme un éventail (Demongin, 2020 ; Shirihai. Vol. 1, 2018). La différence entre mâle et femelle est difficilement réalisable (Shirihai. Vol. 1, 2018).

3.3.1.2 Alimentation et comportement

Des études menées en Angleterre et au Kazakhstan décrivent le régime alimentaire de la Bouscarle de Cetti comme composé principalement d'insectes et autres invertébrés. Elle voyage entre le sol, les branchages et l'eau à la recherche d'adultes et de larves de lépidoptères, d'odonates, d'hémiptères, de trichoptères, de diptères, de coléoptères, de gastéropodes, de larves d'insectes aquatiques, d'arachnides et de vers. Les graines constitueraient une partie importante de leur alimentation en hiver mais aucune donnée ne permettent de le prouver (Cramp, 1992).

Des analyses fécales menées dans Le Migron (centre-ouest de la France) ont permis de déterminer l'alimentation de cet oiseau entre fin juillet et début septembre. Dix échantillons ont été prélevés dans une roselière dense pour être ensuite analysés au microscope. Les proies principales ont été déterminées jusqu'à l'ordre permettant d'identifier des pucerons de la famille des *Aphidoidea*, des *Araneae*, des *Diptera* et des *Hymenoptera* (Bibby et Green, 1983). Cette étude permet d'avoir une idée globale du régime alimentaire de la Bouscarle de Cetti. Cependant, les conditions environnementales étant différentes dans le sud de la France et l'identification des proies ayant été faite uniquement jusque l'ordre ne permet pas d'être précise sur ce qu'elle consomme réellement en Occitanie. L'échantillonnage de cette étude est également très faible.

3.3.1.3 Aire de répartition et habitat

L'aire de répartition de reproduction de cette espèce est comprise entre le sud de l'Europe, l'est et l'ouest central de l'Asie. Il existe deux sous-espèces présentes en Europe, dont *C. cetti cetti* qu'on retrouve à l'ouest de l'Europe, sur le pourtour méditerranéen et sur la côte nord-ouest de la mer Noire. On constate qu'il y a une plus grande présence dans les régions au climat méditerranéen et deviennent de plus en plus rare dans les régions sèches (Keller et al., 2020).

L'aire de répartition au niveau de la France est relativement bien étendue, cependant, cette espèce est sensible aux périodes de froids, ce paramètre fait varier la densité en effectifs de Bouscarle de cetti et c'est pourquoi on ne la retrouve pas dans le nord, au-delà de la zone tempérée (Iborra, 2008).

3.4 La Lusciniole à moustaches (*Acrocephalus melanopogon*) (Temminck, 1823)

3.4.1 Biologie et écologie

3.4.1.1 Morphologie



Figure 4: *Acrocephalus melanopogon*

La Lusciniole à moustache (*Acrocephalus melanopogon*) est un petit passeriforme de la famille de Sylviidés (Figure 4) (Demongin, 2020). Avec ses 9-14 grammes et 12-13.5 cm de long, la Lusciniole à moustaches a une tête composée d'une calotte (crâne) sombre non striée et un sourcil proéminent blanc pâle sur le dessus de l'œil (Demongin, 2020 ; Shirihai, Vol. 1, 2018). Le dos est strié de brun clair et un ventre blanc cassé. On peut la reconnaître par sa queue souvent relevée et étalée en éventail se balançant d'avant en arrière ou sur le côté (Shirihai., Vol. 1, 2018).

3.4.1.2 Alimentation et comportement

Selon Bussmann (1979) et Bibby (1982) le régime alimentaire de la Lusciniole à moustaches dans le sud de la France entre avril et août est constitué presque exclusivement d'arthropodes. Les proies prédominantes sont les nématocères, coléoptères et larves de lépidoptères, elle peut se nourrir également d'araignées, de mollusques, d'éphéméroptères et d'hétéroptères. Occasionnellement, elle consommerait des odonates, des coléoptères, des hyménoptères, des homoptères, des cyclorraphes et des homoptères.

3.4.1.3 Aire de répartition et habitat

On retrouve cette espèce en Espagne, dans le sud de l'Europe (France et Italie) ainsi que dans le centre de l'Asie. Trois sous-espèces sont reconnues dont *A. melanopogon melanopogon* qui est présent sur le littoral méditerranéen (Demongin, 2020). La plus grande concentration se fait au niveau du Danube en Roumanie (Keller et al.,2020).

Matériel et méthodes

Dans ce travail, le régime alimentaire de quatre espèces sédentaires d'oiseaux paludicoles présents en Méditerranée a été déterminé.

Plusieurs techniques de récoltes sont généralement utilisées pour déterminer le régime alimentaire des individus. Une première technique est l'échantillonnage destructif (mort de l'individu) (Beal, 1915 ; Roggenbuck et al., 2014) mais elle n'est généralement pas envisageable et est éthiquement très critiquable. Certaines études comme celle de Zach et Falls (1976), Carlisle et Holberton (2006) ou encore Poulin et Lefebvre (2002) ont utilisé une technique permettant de forcer la régurgitation de la nourriture précédemment ingérée par l'individu, ce qui peut entraîner également des taux élevés de mortalité (Parrish et al., 1994).

Les échantillons fécaux permettant l'étude du régime alimentaire peuvent être récoltés autrement. Les contenus stomacaux peuvent être récoltés sur le substrat environnemental (Zhao G., Zhou L. et al., 2017), sur des reposoirs ou peuvent également être récupérés en plaçant un matériel de récolte en dessous de perchoirs ou de dortoirs (Wright. Solo-Gabriele et al., 2009).

Ces méthodes ne sont pas parfaites, car une contamination extérieure des matières fécales est possible. Le substrat n'est généralement pas stérile et l'oiseau n'étant pas isolé des matières fécales, pourrait également les contaminer.

Nous avons ainsi choisi une stratégie d'échantillonnage permettant d'éviter tous les défauts des techniques citées précédemment. Notre étude se base en effet sur une technique permettant de minimiser la contamination extérieure tout en gardant l'animal en vie (Knutie, 2018).

Pour l'analyse des fientes, les méthodes traditionnelles telles que la dissection des fientes par observation directe au microscope (Poulin et Lefebvre, 1997 ; Moreby et Stoate, 2000 ; Bussmann, 1979), ne permet pas d'identifier de manière précise et complète l'alimentation des oiseaux et plus particulièrement des insectivores. Les proies sont de taille variable et nombreuses sont rapidement désintégrés, ce qui ne permet pas une identification jusqu'au genre ou l'espèce (Rythkönen et al., 2018).

Aujourd'hui, les progrès scientifiques ont permis de développer le métabarcoding qui se base sur l'analyse d'ADN environnemental et l'utilisation de technologies de séquençage à haut débit (séquençage de nouvelle génération). Cette technique, déjà utilisée dans le domaine de la

dynamique et de la génétique des populations, commence à voir le jour pour une description plus fine et détaillée du régime alimentaire des animaux (Rythkönen et al., 2018).

1. Echantillonnage

a. Sites

L'étude a été réalisée sur plusieurs roselières d'Occitanie dans le sud de la France. Les échantillons fécaux ont été collectés sur trois sites du Gard et de L'Hérault : la Réserve Naturelle de l'Estagnol, la Tour Carbonnière (Espace Naturel Sensible géré par le Syndicat Mixte de la Camargue Gardoise) et le Vagaran/Boulas (terrains du Conservatoire du Littoral gérés par le Conservatoire d'Espaces Naturels d'Occitanie). Ces zones sont composées exclusivement de roselières à *Phragmites australis* et où différents modes de gestion sont menés :

- la Tour Carbonnière est fauchée une fois par an en hiver pour la récolte de la « sagne ». L'apport d'eau est géré artificiellement en ce sens.
- l'Estagnol est un site où la présence d'eau est aléatoire selon la pluviométrie et dont une partie de la roselière est soumise à du pâturage extensif de 10 chevaux de Camargue, de manière à créer des clairs.
- le Vagaran et le Boulas, connectés, ont un apport d'eau artificiel printanier favorable à la nidification de l'avifaune mais sont très différents en termes de structure. En effet, le Boulas est occupé par une roselière de grande surface, alors que le Vagaran n'est qu'un linéaire de roselière ceinturant un marais.

b. La capture au filet

Les oiseaux ont été attrapés à l'aide des filets dits japonais, placés dans les roselières en vue de les capturer sans les blesser. Ils sont ensuite démaillés et transportés dans un sac en tissu opaque (afin de réduire le stress) vers la station de baguage. Ils sont marqués au niveau du tarse par une bague métallique comportant l'identification du centre émetteur (pays d'origine et organisme) et un numéro unique permettant de les individualiser. Ils sont ensuite relâchés dans le but d'un suivi sur le long terme par recapture (CMR). Ces données collectées permettent d'améliorer les connaissances sur le comportement, la vie et le taux de survie des oiseaux.

La capture d'espèces protégées est soumise à une autorisation délivrée par le Ministère de la Transition écologique. Ce dernier en délègue ensuite la gestion au Museum d'Histoire Naturelle de Paris via le Centre de Recherche sur la Biologie des Populations d'Oiseaux (CRBPO²)(Bastide, 2020).

c. Les fientes

Trois saisons biologiques (automne, hiver, printemps), réparties sur l'année 2020 et 2021, ont été couvertes dans le cadre de ce mémoire. Nous avons remarqué qu'au lever du soleil, l'oiseau n'ayant pas encore ou peu mangé, il est plus difficile de récolter une grande quantité de matières fécales. Au total, 73,8% des oiseaux déféquaient le matin contre 84,5% le soir.

La méthode de récolte des fientes a été développée par Knutie (2018). Le matériel principal se base sur ; un sac en papier à fond plat, une grille, une assiette en carton non-absorbable, une pince à linge. L'oiseau est déposé dans le sac en papier dans lequel est placé au fond l'assiette côté non-absorbant vers le haut surmonté d'un grillage (Figure 5 (A)). Cette technique empêche l'oiseau de rentrer en contact avec les matières fécales qui tombe sur l'assiette, réduisant ainsi le risque de contamination. Le sachet est fermé à l'aide d'une pince à linge et l'oiseau y est laissé 3 à 4 minutes le temps qu'il défèque pour être ensuite relâché (Figure 5 (B) et (C)). L'assiette est alors récupérée et la fiente récoltée est placée dans un tube de prélèvement contenant de l'éthanol à 96 % (Knutie, 2018 ; Borrelli et al., 2020). Les tubes sont datés, numérotés, le nom de l'espèce, le numéro de la bague et le lieu de prélèvement y sont notés. Les échantillons sont ensuite placés au frigo le temps de les analyser (Figure 5 (D)) (Parrish et al., 1994).

Le matériel de collecte est ensuite désinfecté afin de réduire les risques de contamination croisés et l'assiette est changée après le passage de chaque oiseau. Les sacs abîmés et souillés sont régulièrement remplacés par de nouveaux.

² Centre de Recherches sur la Biologie des Populations d'Oiseaux : organisme français chargé de coordonner le suivi des populations d'oiseaux en France, notamment au moyen du baguage.

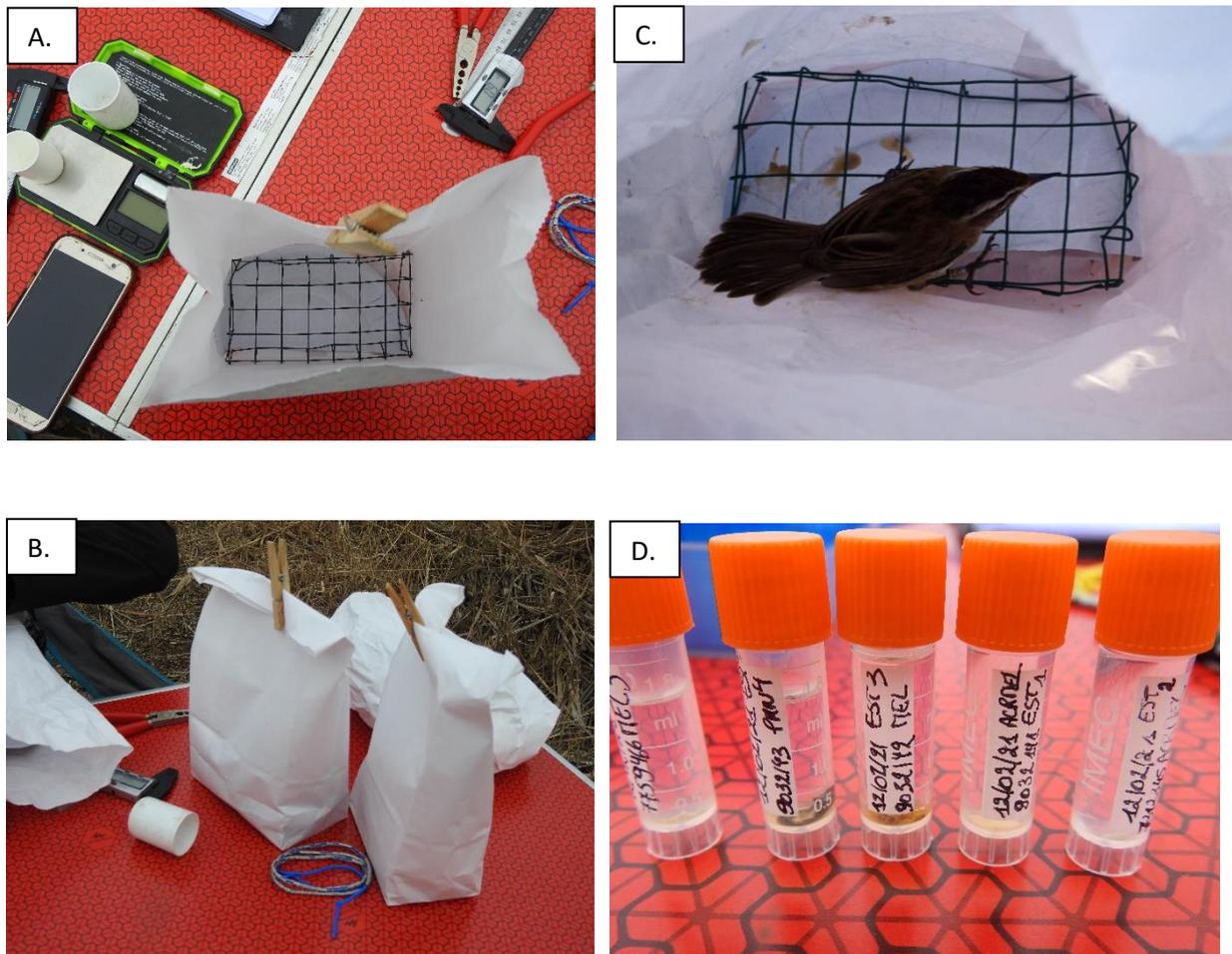


Figure 5: Prélèvement de fiente d'oiseau. (A) Sac en papier dans lequel est placé une assiette en carton sous un grillage. (B) Mise en place de l'oiseau dans le sac, refermé avec une pince à linge. (C) Prélèvement de l'assiette contenant les fientes et libération de l'oiseau. (D) Les fientes sont placées dans des tubes de prélèvement contenant de l'éthanol à 96%, numéroté, daté, le nom de l'espèce, le numéro de la bague et le lieu de prélèvement y sont notés.

d. L'eau

Des prélèvements d'eau sont effectués sur chaque site et à chaque saison à l'aide d'une pompe péristaltique de la marque Bürkle. Ils sont effectués durant plusieurs minutes (5 à 30 minutes) dans différentes zones du site. L'eau prélevée, passe dans un tuyau aspirant, relié à un flacon stérile permettant de filtrer l'eau et d'en conserver les particules organiques sur une membrane (Bürkle catalogue, 2020) et est ensuite rejetée par un second tuyau sortant du flacon (Figure 6).



Figure 6: Prélèvement d'eau à l'aide d'une pompe péristaltique de la marque Brükle

Une fois la saturation atteinte dans le flacon, de l'éthanol à 96 % y est ajouté permettant une meilleure conservation. Les deux extrémités du flacon sont fermées à l'aide de parafilm et un bouchon pour éviter toutes pertes. L'échantillon est ensuite gardé au congélateur avant une analyse au laboratoire permettant l'identification de nombreuses espèces de vertébrés et d'invertébrés, selon des approches de métabarcoding. Cette approche, basée sur l'étude de l'ADN environnemental présent dans l'eau, permet d'obtenir une idée globale des espèces aquatiques présentes sur les sites étudiés, et notamment les larves d'insectes aquatiques potentiellement proies des oiseaux étudiés.

e. La disponibilité alimentaire

En parallèle à la détermination alimentaire des espèces par les fientes et une étude globale par l'analyse de l'eau selon une approche d'étude de l'ADN environnemental, un recensement d'insectes en roselière a été mis en place. De cette manière, une base de données personnelle concernant les 3 sites d'étude pourra être mise en place et fournira des informations plus précises sur la disponibilité alimentaire dans ces roselières. Chaque espèce d'invertébré identifiée sera en effet séquencée et permettra la mise en place d'une base de données génétique pouvant être comparée avec les séquences obtenues lors de l'étude des régimes alimentaires des quatre espèces d'oiseaux étudiées.

Afin d'optimiser l'échantillonnage et de donner un diagnostic écologique le plus précis possible, la mise en place d'une méthode passive à l'aide de pièges à interception Polytrap TM combiné à une méthode active par recherche à vue par quadrats ont été favorisées.

Le piège à Polytrap TM est une technique standard pour la capture des coléoptères permettant notamment de participer à l'inventaire faunistique des sites étudiés. Ils sont constitués de deux vitres en plexiglas croisées entre elles et suspendues en dessous d'un entonnoir. Un flacon récupérateur contenant du liquide conservateur (propylène-glycol permettant une meilleure conservation des échantillons) est fixé à la base de l'entonnoir (Brustel et al., 2010 ; Bardouin et al., 2019) (Figure 7).

Trois pièges sont fixés à des piquets en bois et sont laissés dans chaque site à différents endroits et durant un mois à chaque saison. Les insectes volants vont alors percuter la vitre, glisser le long de l'entonnoir et tomber dans le récipient qui sera récupéré par la suite pour analyses (Bardouin et al., 2019).

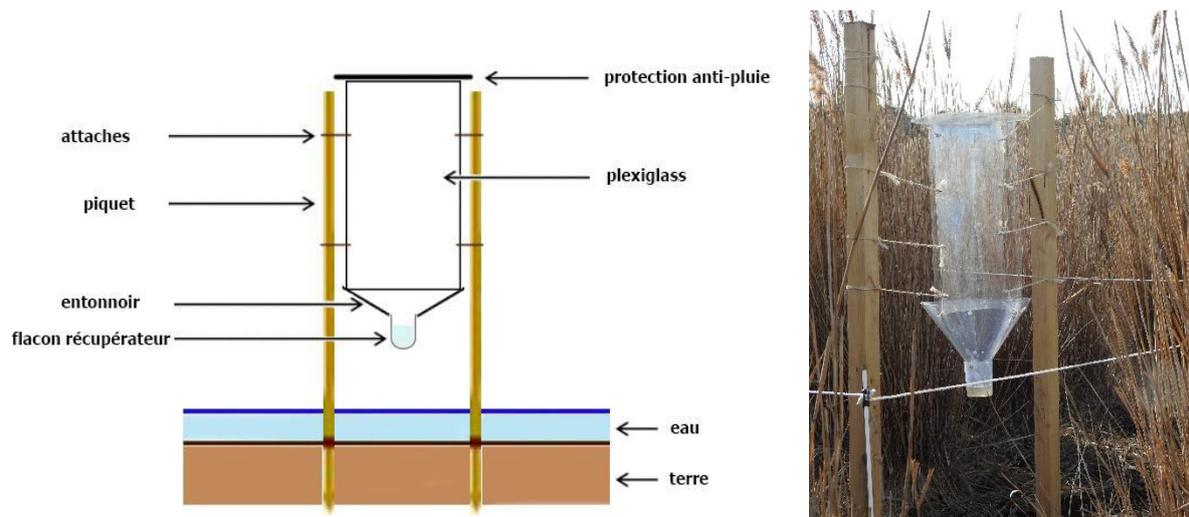


Figure 7: Piège à Polytrap TM

La recherche à vue par quadrats est particulièrement efficace pour inventorier les espèces de grande taille et en particulier les Araneidae et gastéropodes qui ne seront pas récupérés par le Polytrap TM. En effet, ces espèces ne volent pas mais elles représentent pourtant une partie importante de l'alimentation de l'avifaune paludicole.

Ainsi, trois relevés d'un mètre carré sont faits sur chaque site, à chaque saison. Chaque tige, fleur, feuille, partie de sol sont minutieusement épluchés et tous les spécimens observés sont récoltés à l'aide d'un aspirateur. Les individus une fois récoltés sont identifiés en laboratoire par l'entomologiste Cedric Alonso, puis triés par famille avec la détermination de l'espèce quand celle-ci est possible.

2. Analyse génétique en laboratoire

a. Extraction d'ADN

Toutes les fèces d'oiseaux ont été analysées à l'aide d'outils de génétique moléculaire pour confirmer l'identité de l'espèce consommatrice, ainsi que les proies consommées. Afin d'éviter toute contamination, les manipulations ont été réalisées dans une salle « ADN rare » du laboratoire de génétique de la conservation à l'Université de Liège.

A l'aide du IndiSpin Pathogen Kit et en suivant le protocole recommandé par Per Eriksson (2017), l'ADN des espèces d'oiseaux et des proies consommées ont été extraits des échantillons fécaux.

Les échantillons ont été décongelés en étant maintenu sur de la glace pendant une heure. Pour chaque échantillon, une partie de la matière fécale a été placée dans un tube de 2 mL contenant des billes de silice de 40 à 400 μm . Ils ont ensuite subi un choc thermique en étant incubés à 95°C pendant 5 minutes, suivi d'une incubation sur glace durant 5 minutes. Les échantillons ont été vortexés durant trois fois 20 secondes (5000 tours/minute), entre chaque passage au vortex, les échantillons ont été incubés sur de la glace durant une minute. La sédimentation des billes de silice s'est faite par centrifugation à 2500 g durant une minute et le surnageant a été récupéré et placé dans un tube Eppendorf déposé dans le robot QIAcube qui accomplit alors les dernières étapes d'extraction. Un blanc a également été créé, permettant d'assurer que le travail a été fait sans contamination.

b. Amplification d'ADN par Polymerase Chain Reaction

L'ADN extrait des fientes d'oiseaux se retrouve en courts fragments et en faible quantité. Une première amplification en chaîne par polymérase (PCR) est effectuée, dans le but d'amplifier le gène d'intérêt utilisé dans notre analyse de métabarcoding. Dans notre cas, nous avons utilisé un fragment du gène mitochondrial, cytochrome oxydase I, dont les primers ont été mis au point au sein de notre laboratoire (Gillet et al., 2015). Ce court fragment est utilisé très fréquemment dans les études de régimes alimentaires (Gillet et al., 2015 ; Biffi et al., 2017). Dans chaque tube, 3.5 μL d'ADN ; 13.25 μL d'eau, 5 μL de tampon (stabilisateur), 0.75 μL de DNTP, 0.75 μL d'une solution de primers ainsi que 1 μL de taq polymérase ont été ajoutés et un échantillon témoin, a également été créé. Les tubes sont ensuite placés dans un thermocycleur permettant l'amplification de l'ADN par une répétition de cycles de dénaturation, d'appariement et d'élongation, chaque étape étant caractérisée par des températures différentes.

Après la première PCR, une première étape de purification de l'ADN est effectuée et permet de supprimer les primers et les dimères qu'ils auraient formés. Cette purification est effectuée par une méthode associant les fragments d'ADN à des billes magnétiques.

Une seconde réaction PCR est ensuite développée. Elle vise à attacher un tag reverse et forward (très courte séquence), dont la combinaison forme un code unique permettant l'identification de chaque échantillon lors d'un run de séquençage de dernière génération.

Une seconde étape de purification est effectuée dont le but est le même que la première.

c. Quantification

Une étape de quantification est réalisée pour chaque échantillon. L'utilisation de la méthode PicoGreen, permet la liaison entre un réactif fluorescent (fluorochrome) et l'ADN double brin. La mesure de fluorescence est réalisée à l'aide du robot FilterMax permettant de quantifier l'ADN présent. Une fois les concentrations connues, les échantillons vont être dilués afin d'être mis dans un tube commun en respectant l'équimolarité de chaque échantillon, pour être ensuite envoyé à la plateforme de séquençage de dernière génération situé au Giga de l'université de Liège.

d. Séquençage nouvelle génération

Le séquençage est effectué selon la technologie Illumina (séquenceur Novaseq) qui permet l'obtention de millions de séquences. Les brins d'ADN sont coupés et des adaptateurs sont fixés aux extrémités de chaque séquence. Ces derniers ont deux fonctions :

- Il permet l'accrochage à un oligonucléotide, lui-même fixé à une cellule de flux ou 'flow cell' (plaque en verre sur laquelle a lieu le séquençage et la lecture des nucléotides)
- Il permet l'accrochage d'une amorce nécessaire à l'amplification

La première étape consiste à la dénaturation des brins d'ADN. Les molécules simples brins obtenues vont s'hybrider à un oligonucléotide sur la plaque en verre. Une deuxième étape va permettre la synthèse des brins complémentaires. Les brins matrice seront éliminés par lavage, permettant à l'extrémité libre du brin complémentaire de s'apparier à un oligonucléotide de la cellule de flux, formant ainsi un pont. Une nouvelle synthèse de brin identique au brin matrice est créée, suivie d'une dénaturation. Ce processus se répète plusieurs fois, formant ainsi un groupe de molécules identiques (appelé « cluster »). Cela permet de créer un signal important pour le séquençage. Les nucléotides ajoutés lors de la synthèse sont porteurs d'un groupe fluorescent

spécifique. De cette manière chaque nucléotide peut être déchiffrés et la séquence peut être lue. (Figure 8) (André A., 2017 ; Taberlet P. et Al., 2018 ; Van Dijk E., 2021)

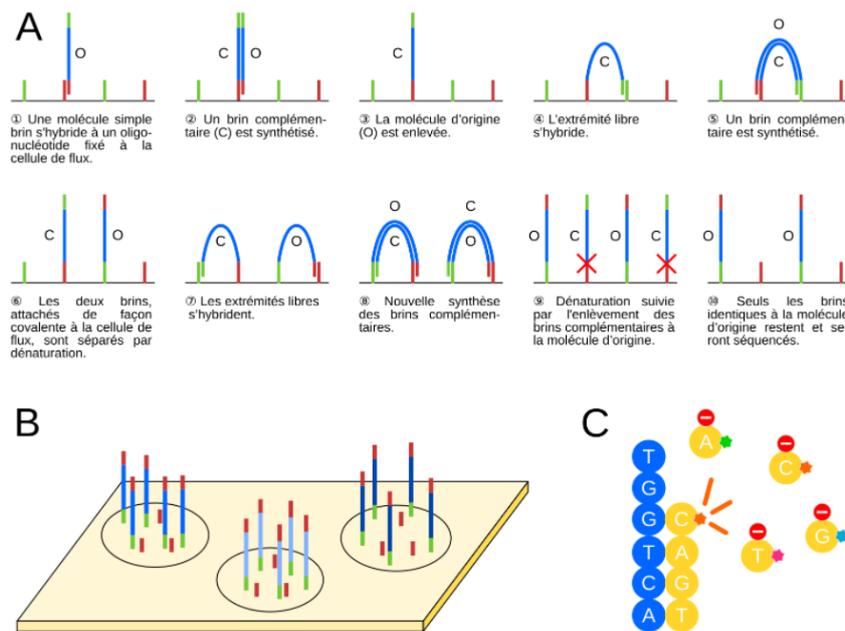


Figure 8: (A) Étapes de séquençage par la méthode Illumina. (B) Plusieurs brins d'ADN sont amplifiés via l'attachement d'un adaptateur (vert) sur un oligonucléotide (rouge) fixé à la cellule de flux. (C) Lecture des nucléotides par imagerie grâce à un groupe fluorescent spécifique.

e. Traitement bio-informatique

La quantité d'information obtenue au terme du séquençage nécessite un traitement bio-informatique avant analyse. L'objectif de ce traitement, est premièrement de supprimer les séquences erronées et de transformer les séquences conformes en informations pertinentes dans le but d'être exploitées par la suite. La seconde étape, a pour objectif de comparer les séquences obtenues dans nos échantillons, avec les séquences existantes dans la base de données publiques (ex. GenBank ou BOLD), ou privées. Cette comparaison permet d'identifier avec précision les proies ingérées par les oiseaux échantillonnés (André A., 2017 ; Taberlet P. et Al., 2018).

3. Interprétation des résultats

Lors de cette étude exploratoire, un premier run de séquençage a eu lieu en mars. La faible quantité d'ADN qui en est ressortie, n'a pas permis une identification optimale des proies. Les échantillons du premier run sont ensuite repassés avec les échantillons suivants dans un second run de séquençage qui a eu lieu en mai. Une grande quantité d'ADN a pu en ressortir ce qui a permis l'identification de nombreuses proies. Cependant certains échantillons du premier run ne contenant plus assez de matière fécale n'ont pas permis d'obtenir davantage d'informations.

L'ensemble des proies obtenues s'est vu octroyé un niveau taxonomique. Les identifications du second run comprenant un pourcentage de match (pourcentage de bases en commun entre la séquence obtenue et la séquence de la base de données) inférieur à 98% ont été supprimées. En effet, un pourcentage d'homologie plus faible peut conduire à des erreurs d'identifications importantes. Nous avons ainsi voulu suivre une stratégie la plus stricte possible pour obtenir un degré d'identification optimal. De même, les identifications dont le nombre de reads (nombre de séquences obtenues par espèce proie identifiée) était inférieur ou égale à 10 ont été éliminées. Effectivement, en deçà de ces valeurs, l'identification d'une espèce proie peut aussi correspondre à une contamination entre échantillon et peut ainsi biaiser l'interprétation des résultats. Cependant, les identifications du premier run avec un nombre de reads inférieur ou égal à 10, ont été prises en considération à l'exception des proies dont le pourcentage de match était inférieur à 98%. En effet, la quantité d'ADN étant très faible dans le premier run, le risque de contamination l'est également. Les résultats d'identifications obtenus dans le premier run étant cohérents avec ceux du second run, on a pu en tenir compte dans les analyses statistiques.

Le reste des proies a été validé comme potentiellement présente le long du littoral méditerranéen par l'entomologiste Cedric Alonso et grâce aux prélèvements d'eau sur chacun des sites. Cinq espèces identifiées comme soit endémiques à d'autres parties du monde (ex. les Açores) ou semblant étrangères à la faune méditerranéenne ont été conservées dans les analyses car elles peuvent correspondre à un taxon génétiquement similaire présent le long du littoral méditerranéen.

La composition du régime alimentaire des quatre espèces d'oiseaux a été décrite par la présence/absence de proie dans chaque fèces récoltée. La fréquence d'occurrence (le nombre de fientes contenant la proie divisée par le nombre total de fèces) a été déterminé pour la classe, l'ordre et la famille (Annexe 2, Tableau 2 à 5).

Un test de significativité a été réalisé à l'aide du Test de Student pour des échantillons non-appariés avec des variances homogènes et une analyse en composante principale (ACP) a été appliquée à partir des données de présence-absence de proies dans les fèces au niveau des ordres pour la Lusciniole à moustaches, la Bouscarle de Cetti et le Bruant des roseaux. Le manque d'échantillons au printemps chez la Panure à moustaches, empêche la réalisation d'une ACP pour cette espèce.

La répartition des proies dans la roselière a été réalisée à l'aide de graphe en camembert. 106 espèces ont pu être identifiées via le séquençage. Ces proies ont été réparties par strates (grâce

à l'entomologiste Cédric Alonso) dans la roselière selon six classes : dans/sur l'eau, dans/sur la hampe florale, sur la tige de roseau, dans la tige de roseau, sur le sol, en vol. Sachant qu'une espèce peut se placer à plusieurs endroits selon sa capacité à voler ou son stade de développement. Les graphes ont été créés pour chaque espèce à l'automne, en hiver et au printemps, excepté pour la Panure à moustaches au printemps et le Bruant des roseaux à l'automne pour lesquels aucun résultat n'a permis une identification jusqu'à l'espèce. Ces graphes reprennent le pourcentage d'espèces analysées selon les différentes strates.

Résultats

a. Identification moléculaire du prédateur produisant les matières fécales et leur contenu.

Les séquençages ont permis d'identifier les espèces d'oiseaux de 102 échantillons sur un total de 111 (93.7%). Deux échantillons, dont l'identification de l'espèce sur le terrain n'était pas la même que la principale espèce identifiée (basée sur le nombre de séquences = « reads ») lors de l'analyse en laboratoire probablement dû à des problèmes de contaminations extérieurs, ont été supprimés. Sur ces 102 échantillons, 82 ont également fournis des informations sur le régime alimentaire des quatre espèces d'oiseaux étudiées (représentant 74.8% du total des échantillons collectés). L'identification des prédateurs et des proies a ainsi échouée pour 6.3% des prélèvements alors que l'identification des proies a échouée pour 25.2% des échantillons en raison d'une quantité d'ADN insuffisante, d'échantillons dégradés ou à l'utilisation d'alcool périmé en début de récolte.

Espèce	Nombre d'échantillons en automne	Nombre d'échantillons en hiver	Nombre d'échantillons au printemps	Nombre d'échantillons au total
<i>A. melanopogon</i>	2	9	7	18
<i>C. cetti</i>	7	10	2	19
<i>P. biarmicus</i>	6	7	0	13
<i>E. schoeniclus</i>	6	14	4	24

Tableau 1: Nombre total d'échantillons récoltés par espèce et par saison

Les proies du second run ayant un nombre de read inférieur ou égale à 10 ainsi qu'un pourcentage de match inférieur à 98% ont été supprimés afin d'éviter les erreurs d'identifications. Les proies du premier run ayant un pourcentage de match inférieur à 98% ont été également supprimés. Cependant, étant donné que ce premier run a donné une quantité de reads moins importante suite à une quantité d'ADN de départ inférieur, nous avons décidé de tenir compte des identifications caractérisées quelques fois par un nombre de reads inférieur à 10. Ainsi, au total, 74 échantillons (66.7%) ont été utilisés dans les analyses suivantes (Tableau 1). Le nombre d'échantillons en automne chez la Lusciniole à moustaches, ainsi qu'au printemps chez la Bouscarle de cetti, la Panure à moustache et le Bruant de roseaux est très faible et influencera les résultats par espèce et par saison. Ces résultats doivent ainsi être considérés avec prudence.

b. Diversité globale des proies contenues dans les fientes d'oiseaux

Le tableau suivant reprend par espèce d'oiseau le nombre de classes, ordres, familles et genres de proies qui ont été analysés.

Espèce	Nombre d'échantillons au total	Nombre de classes	Nombre d'ordres	Nombre de familles	Nombre de genres	Nombre d'espèces
<i>A. melanopogon</i>	18	8	20	42	59	63
<i>C. cetti</i>	19	8	18	45	63	67
<i>P. biarmicus</i>	13	5	14	17	18	20
<i>E. schoeniclus</i>	24	3	12	18	18	20

Tableau 2: Nombre d'échantillon récoltés et nombre de classe, d'ordre, de famille, de genre et d'espèce analysées par espèce d'oiseau

On constate que malgré un nombre d'échantillons plus élevé, *E. schoeniclus* présente la plus faible diversité en termes de proies. Contrairement, *C. cetti* et *A. melanopogon* qui ont une diversité en proie la plus élevée.

Une moyenne de respectivement 1.9 ± 1.5 et 1.8 ± 1.2 genres étaient présents par fèces d'*A. melanopogon* et de *C. cetti*, alors qu'elle était respectivement de 1.5 ± 1.2 et 1.4 ± 0.8 pour *E. schoeniclus* et *P. biarmicus*.

Sur base des proies consommées par espèce d'oiseau, la fréquence d'occurrence a pu être calculée.

Le régime alimentaire de la Lusciniole à moustaches (*A. melanopogon*) est en majeure partie composé d'arachnides et d'insectes présents respectivement dans 83.33% et 72.22% des prélèvements (n = 18). Six autres classes apparaissent dans moins de 30% des fèces (Malacostraca, Collembola, Eurotatoria, Branchiopoda et Gastropoda, Ostracoda). Chez les insectes, l'ordre Diptera (55.56%) et la famille Chironomidae (44.44%) sont les plus fréquemment consommés. Suivi de près par les Mesostigmata (50%) et le Trombidiformes (50%) de la classe des arachnides. (Annexe 2. Tableau 4)

Les échantillons de Bouscarle de Cetti (*C. cetti*) récoltés sont composés de huit classes, dont deux, Arachnida et Insecta se retrouvant respectivement dans 84,21% et 68.42% des fientes. On retrouve pour chaque classe un ordre essentiel, Trombidiformes et Diptera qui composent respectivement 57.89% et 52.63% des fèces. Les diptères sont composés de la famille des Chironomidae qu'on retrouve dans 42% des échantillons. Collembola, Malacostraca et

Eurotaria complètent l'alimentation principale en représentant 31.58%, 26.32% et 21.05% des fientes. Branchiopoda, Gasteropoda et Ostracoda sont présents dans moins de 10% des fientes. (Annexe 2. Tableau 5)

Les échantillons de Panure à moustaches (*P. biarmicus*), sont composés uniquement de cinq classes, dont la principale est Arachnida (76.92%). Les deux ordres qui en ressortent, Mesostigmata et Trombidiformes se retrouvent dans respectivement 46,15% et 38.46% des prélèvements. Suivi par les insectes (53.85%) dont Diptera (46.15%) et Chironomidae (38.46%) sont l'ordre et la famille qu'on retrouve également en grande quantité dans les matières fécales. Les trois autres classes, Malacostraca, Gastropoda et Ostracoda présents en moindre quantité constitue respectivement 30.77% et 23.08% et 7.69% des matières fécales (Annexe 2, Tableau 7).

On constate que les régimes alimentaires d'*A. melanopogon*, de *C. cetti* et de *P. biarmicus* sont relativement proches avec une dominance d'Arachnida et d'Insecta, surtout chez les deux premières espèces d'oiseaux. Parmi les insectes, les trois espèces d'oiseaux se nourrissent principalement de Diptera qui inclus la famille la plus fréquente, Chironomidae et le genre, Chironomus. Les Malacostraca sont présents dans environs 30% des fientes des trois espèces d'oiseaux et les gastéropodes consommés se trouvent en proportions variables (23.08% des fèces chez *P. biarmicus*, 16.67% chez *A. melanopogon* et 5.26% chez *C. cetti*).

Le Bruant de roseaux (*E. schoeniclus*), semble avoir un régime alimentaire relativement différent. Moins diversifié, avec seulement trois classes qui en sont ressorties (Annexe 2. Tableau 6) :

- Arachnida compose 79.17 % des fientes, dont l'ordre principal est caractérisé par les Trombidiformes (66.67%) et suivi de près par les Mesostigmata (62.5%).
- Insecta compose 37.5% des fèces, dont la proie la plus fréquemment retrouvée pour cette espèce appartient également à l'ordre des diptères qui constitue 25% de leur alimentation et suivi de près par les Hemiptera avec 16.67%
- Gastropoda constitue seulement 12.5% de fèces

Parmi les 99 genres identifiés dans les fèces des quatre espèces d'oiseaux, seuls cinq (Chironomus, Contacyphon, Lekanesphaera, Pirata et Symplecta) ont été consommés à la fois par *A. melanopogon*, *C. cetti*, *E. schoeniclus* et *P. biarmicus*.

La composition des proies des fientes (pour l'ordre) était significativement différente entre *A. melanopogon* et *P. biarmicus* (Student : $t = 2.13$, $df = 40.8$, $p < 0.05$), ainsi qu'entre *C. cetti* et *P. biarmicus* (Student : $t = 2.45$, $df = 37.52$, $p < 0.05$).

c. Variation de l'alimentation entre les saisons

La variation de la composition en proies entre les saisons a pu être montrée chez les quatre espèces d'oiseau grâce aux figures de 14 à 17 de l'annexe 3. Ces figures reprennent la quantité de proies (« nombre de reads ») consommées par le prédateur. Même si cette méthode d'utiliser le nombre de reads (séquences) pour quantifier les proies ingérées doit être considérée avec précaution, celle-ci permet de donner une idée globale des tendances observées dans le régime alimentaire des quatre espèces d'oiseaux étudiées. Le manque d'échantillons pour *P. biarmicus* au printemps et *A. melanopogon* en automne empêche une comparaison de ces périodes pour ces espèces.

De manière globale, les figures 14 à 17 de l'annexe 3 mettent en évidence un changement d'alimentation entre l'automne/hiver et le printemps. En effet, il y a une plus grande prédation des Trombidiformes et Mesostigmata en automne et en hiver. Au printemps, *A. melanopogon* et *C. cetti* continuent à se nourrir de ces proies mais en moindre quantité. *E. schoeniclus* n'en consomme plus et se tourne vers d'autres types de proies, comme les diptères. La présence d'Odonata en hiver, d'Amphipoda, de Littorinimorpha, de Ploima ou encore de Flosculariacea dans l'alimentation d'*A. melanopogon* et *C. cetti* montre que ces 2 espèces consomment des proies aquatiques, en tout cas en hiver. En contraste, ce type de proies est très limité chez *P. biarmicus* et *E. schoeniclus*. La présence d'Amphipoda dans l'alimentation des oiseaux uniquement en automne et en hiver s'explique probablement par le fait qu'ils sont décimés durant l'été et ses assecs. Certains échantillons, prélevés dans un milieu où l'eau est pourtant bien présente au printemps, laisse penser que la diversité en arthropodes plus importante à cette période, permet aux oiseaux de se tourner vers d'autres types de proies. La présence d'odonates dans l'alimentation d'*A. melanopogon* et *C. cetti* en hiver confirme la consommation sous forme de larves.

Afin d'apporter une image globale des différences potentielles de régime alimentaire entre les saisons, des Analyses en Composantes Principales (ACP) ont été réalisées par espèce en fonction des saisons. On constate chez *A. melanopogon*, qu'aucun ordre particulier n'expliquerait son alimentation à l'automne. Mais ce résultat doit être interprété avec précaution car il est lié à un échantillonnage très faible pour cette saison (seuls deux échantillons ont été

analysés en automne). Au printemps, la Lusciniole à moustaches voit son alimentation influencée par Caenogasteropoda, Diplostraca, Araneae, Diptera, Hemiptera et Trichoptera. Alors qu'en hiver, elle est principalement influencée par Amphipoda, Ploima, Hymenoptera, Podocopida, Isopoda et Odonata (Figure 9). *C. cetti* en automne est influencée par l'ordre des Trombidiformes, Ellobiida et Podocopida, alors qu'au printemps, elle se tourne plus vers les crustacés. Son alimentation en hiver serait influencée par l'ordre des Lepidoptera, Flosculariaceae, Isopoda et Amphipoda, Diptera et Coleoptera (Figure 10). Concernant *E. schoeniclus*, aucun ordre particulier n'expliquerait son alimentation en automne. Alors qu'au printemps il serait influencé par les Littorinimorpha et les Trichoptera et en hiver il serait influencé par Psocodea, Sarcoptiformes, Stylomatophora, Diptera, Hemiptera et Coleoptera (Figure 11).

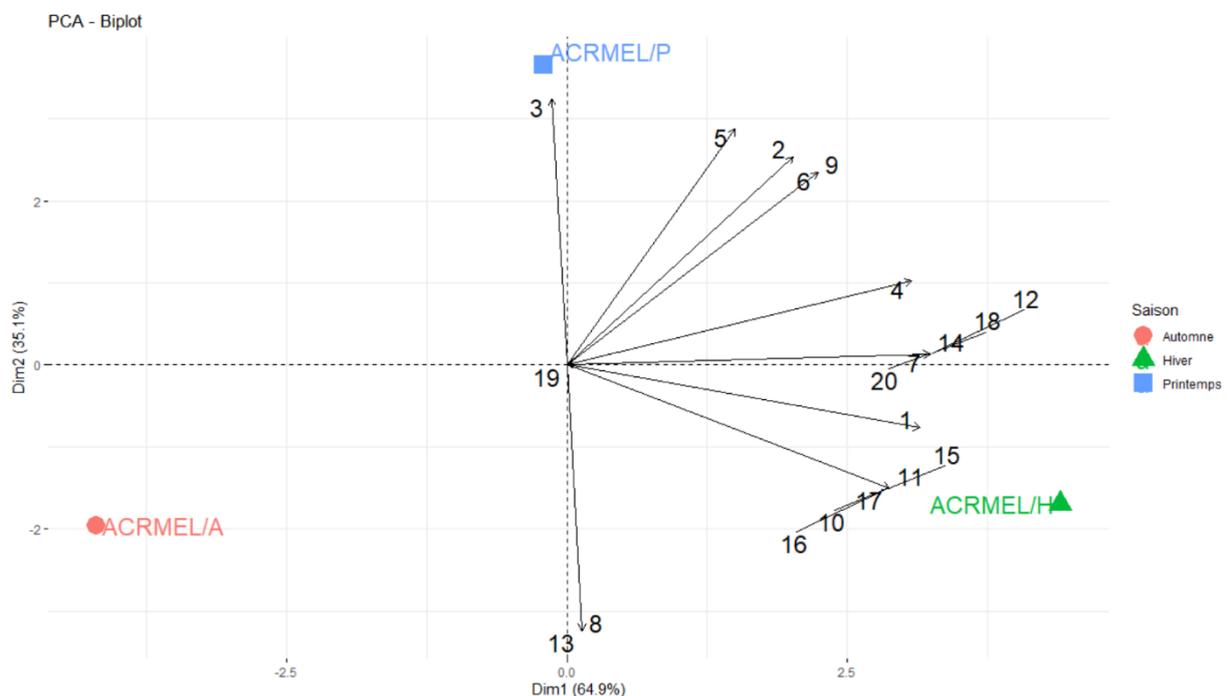


Figure 9: ACP- biplot des proies (classe) d'*A. melanopogon* en fonction des saisons

Proies

1	Amphipoda	6	Diptera	11	Isopoda	16	Ploima
2	Araneae	7	Entomobryomorpha	12	Lepidoptera	17	Podocopida
3	Caenogasteropoda	8	Flosculariaceae	13	Littorinimorpha	18	Psocodea
4	Coleoptera	9	Hemiptera	14	Mesostigmata	19	Trichoptera
5	Diplostraca	10	Hymenoptera	15	Odonata	20	Trombidiformes

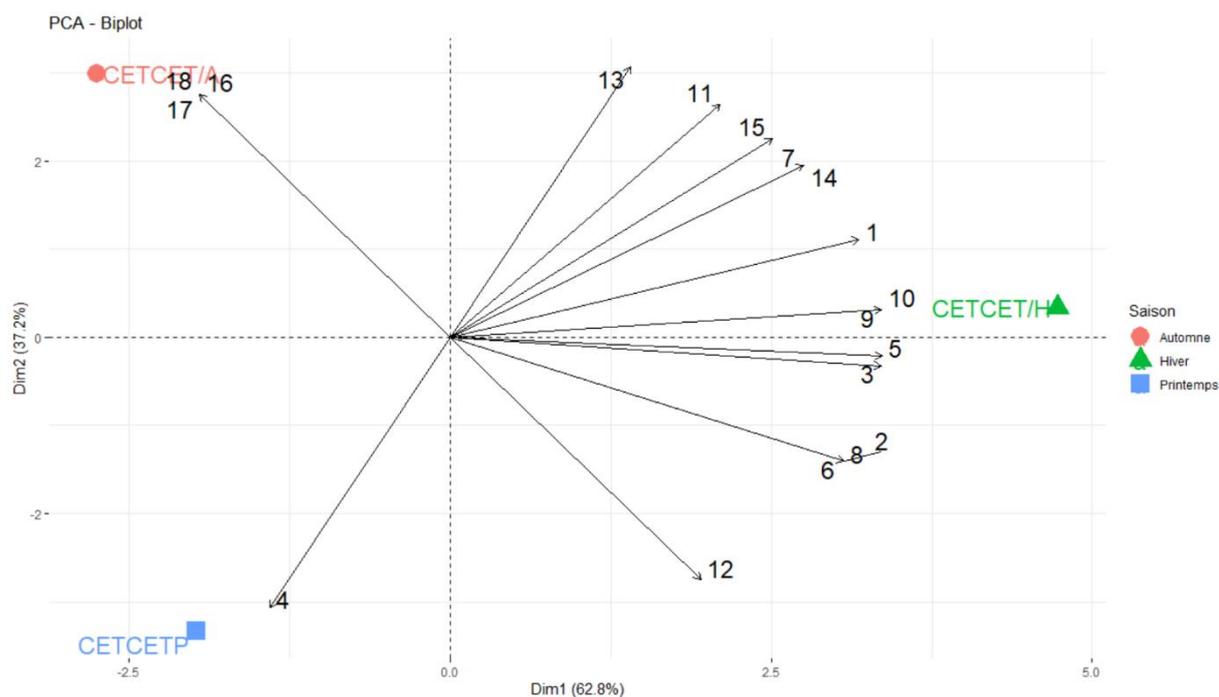


Figure 10: ACP- Biplot des proies (classe) de *C. cetti* en fonction des saisons

Proies

1	Amphipoda	6	Entomobryomorpha	11	Mesostigmata	16	Trombidiformes
2	Araneae	7	Flosculariaceae	12	Odonata	17	Ellobiida
3	Coleoptera	8	Hemiptera	13	Ploima	18	Podocopida
4	Diplostraca	9	Isopoda	14	Psocodea		
5	Diptera	10	Lepidoptera	15	Sarcoptiformes		

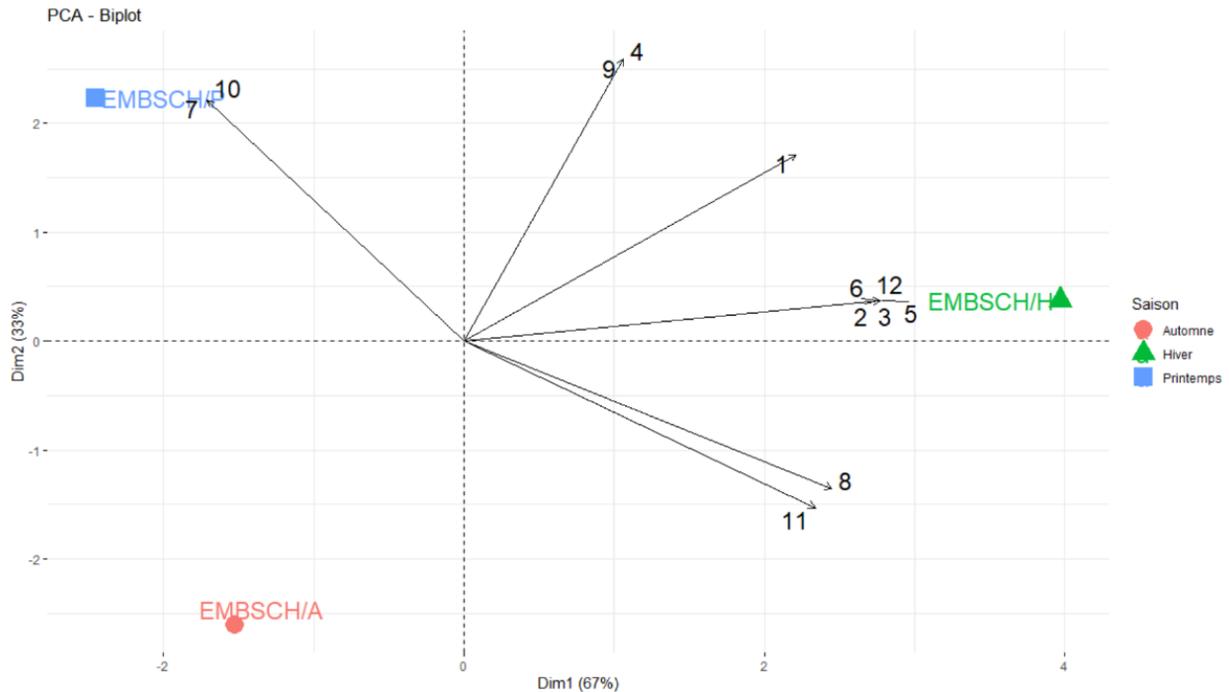


Figure 11: ACP -Biplot des proies (classe) de *E. schoeniclus* en fonction des saisons

Proies

1	Araneae	5	Sarcoptiformes	9	Lepidoptera
2	Hemiptera	6	Stylommatophora	10	Littorinimorpha
3	Coleoptera	7	Trichoptera	11	Mesostigmata
4	Diptera	8	Trombidiformes	12	Psocodea

d. Utilisation par les proies des strates de roselière en fonction des espèces et des saisons

Les graphes 18 à 27 de l'annexe 4 illustrent la répartition des proies (espèces) consommées dans la roselière par espèce d'oiseau et par saison.

En général, les quatre espèces s'alimentent en grande partie de proies situées sur les tiges de roseaux sauf pour *P. biarmicus* dont la consommation d'espèces sur la tige de roseau (13%) et au vol (13%) est fortement réduite en automne laissant place aux proies situées dans ou sur l'eau (44%) et au sol (31%). Alors qu'en hiver, cette tendance va se rééquilibrer. On constate également qu'*E. schoeniclus* et *C. cetti* s'alimentent de proies situées sur la hampe florale (respectivement 4% et 2%). Les fleurs de roseaux abritent des araignées, tel que *Clubiona phragmitis* ou encore des coléoptères, tel que *Stilbus oblongus*. La consommation de proies

dans la tige de roseau (2%) par *C. cetti* serait possible grâce aux roseaux dont les tiges sont déjà cassées. En effet, cette espèce ayant un bec d'insectivore, relativement fin, elle ne serait pas capable de briser une tige de roseau.

A. melanopogon, aurait tendance à consommer des proies disposées aussi bien sur la tige de roseau que dans/sur l'eau, sur le sol ou encore au vol. Cependant, à l'automne elle aurait tendance à principalement s'alimenter de proies présente sur ou dans l'eau (50%).

Discussion

Méthode et biais d'échantillonnage

Cette étude exploratoire a permis d'analyser 111 échantillons, dont 82 ont permis d'obtenir des informations sur le régime alimentaire. Cependant, dans le but d'éviter les risques de contamination, les résultats ayant obtenu un pourcentage de match entre la séquence obtenue et la séquence de référence de moins de 98% et un nombre de reads (nombre de séquences obtenues par espèce proie identifiée) très faible ont été supprimés. Au total, 74 prélèvements ont pu être utilisés dans les résultats, ce qui permet déjà d'obtenir une série d'informations inédites concernant le régime alimentaire des quatre espèces d'oiseaux étudiées.

Selon les saisons et les sites, l'absence de certaines espèces d'oiseaux a eu un impact sur l'échantillonnage, provoquant une variation du nombre d'échantillons entre les espèces. De plus, on a remarqué que les oiseaux avaient plus de mal à déféquer le matin étant donné qu'ils n'avaient pas ou peu mangé (Tableau 3). Une fois l'oiseau capturé, celui-ci était laissé dans un sac en papier 3 à 4 minutes, après quoi il était relâché. Bien que nous ayons favorisé les sessions de captures le soir afin que les oiseaux se nourrissent la journée, 15,5% ont été capturés mais n'ont pas déféqué dans le sac.

	MATIN		SOIR	
	0	1	0	1
ACRMEL	42,86%	57,14%	15,63%	84,38%
CETCET	20,00%	80,00%	0,00%	100,00%
EMBSCH	0,00%	100,00%	24,14%	75,86%
EMBSCHSCH	33,33%	66,67%	20,00%	80,00%
EMBSCHWHI	37,50%	62,50%	0,00%	100,00%
PANBIA	23,53%	76,47%	33,33%	66,67%

Tableau 3: Pourcentage (%) de succès (1) et d'échec (0) des prélèvements récoltés le matin ou le soir

Au total, 73,8% des oiseaux déféquaient le matin contre 84,5% le soir. Les échantillons récoltés le matin contenaient régulièrement de l'urée et non des matières fécales. Selon les possibilités, et si le nombre d'échantillons prélevés était atteint, ces échantillons étaient remplacés par d'autres plus consistants afin d'obtenir de meilleurs résultats à l'analyse. Il serait utile d'étudier la différence d'analyse entre ces deux types d'échantillons, afin de voir s'il est plus intéressant de récolter des échantillons consistants.

Les échantillons récoltés en automne ont été conservés dans de l'alcool à 96% dont la date de péremption était dépassée. De ce fait, la première analyse de séquençage a été moins optimale et une série d'information a été perdue. Ces premiers échantillons ont été réanalysés dans un second run mais la plus grande partie des matières fécales ayant été utilisées lors du premier passage au séquençage, peu d'ADN subsistait dans ces échantillons et les résultats obtenus lors de la réanalyse ont donné une diversité en proie inférieure à celle prévue. Au printemps, suite à une météo peu favorable, le nombre de sessions captures fut restreints, diminuant ainsi le nombre de prélèvements.

Au total, seuls 21 prélèvements ont permis d'obtenir des informations sur le régime alimentaire des quatre espèces d'oiseaux étudiés à l'automne, contre 40 en hiver et 13 au printemps.

L'analyse des 74 prélèvements nous ont permis d'établir la composition globale en proies pour chaque espèce d'oiseau. Cependant, cet échantillonnage reste trop faible pour pouvoir comparer avec précision le régime alimentaire des espèces entre les saisons. Ces données apportent cependant une série d'information inédites, même si un échantillonnage complémentaire sera essentiel pour confirmer les tendances déjà observées.

Les ACP effectuées sur la Lusciniole à moustaches, la Bouscarle de Cetti et le Bruant des roseaux sont un aperçu de leur régime alimentaire. Il faut rester conscient que le nombre d'échantillons relativement petit ne nous permet pas d'être précis et les résultats obtenus doivent être pris avec précautions. Notamment chez la Lusciniole à moustache où seul un échantillon à l'automne a pu fournir des résultats à l'analyse. L'ACP chez la Panure à moustaches n'a également pas pu être établie par manque de résultats au printemps. Cette étude doit être considérée comme préliminaire et exploratoire, même si des résultats intéressants en ressortent déjà.

Les proies analysées et donnant des résultats jusqu'à l'espèce ont été vérifiées par l'entomologiste Cédric Alonso. Ceci a permis de mettre en évidence des erreurs d'identification d'espèce comme la présence de *Phobaeticus serratipes*, Phasme Géant originaire d'Asie et absent en France. Certaines erreurs peuvent cependant correspondre à un taxon génétiquement similaire.

Sujet d'étude

Ce mémoire est une étude exploratoire, il fait partie d'une expérience plus précise, dont l'objectif est d'étudier le régime alimentaire de ces quatre espèces d'oiseaux sédentaires paludicoles en fonction des saisons et des trois sites de prélèvements. Dans ce mémoire, par faute de temps, uniquement 3 saisons ont pu être étudiées. Il serait ainsi intéressant de comparer les résultats obtenus en y ajoutant la dernière saison manquante, l'été. Les sites de prélèvements ayant des modes de gestions différents, ceci peut influencer la disponibilité des proies dans les roselières et ainsi avoir un impact sur l'alimentation des quatre espèces d'oiseaux étudiées. Cependant, le nombre réduit de prélèvements n'a pas permis d'identifier l'impact des différents modes de gestion sur le régime alimentaire des quatre espèces d'oiseaux. Cette approche sera développée dans le futur par l'augmentation significative de l'échantillonnage. Ces prochaines analyses seront d'autant plus précises que des recensements d'insectes ont été effectués sur l'ensemble des sites grâce à l'utilisation des pièges à Polytrap TM (étude effectuée par Cédric Alonso). Le séquençage permettra de créer une base de données privée, qui pourra être utilisée lors de l'identification des proies présentes dans le régime alimentaire des oiseaux étudiés. Ces identifications seront ainsi bien plus précises par rapport à celle effectuées à partir des bases de données publiques où des erreurs peuvent exister.

Néanmoins, grâce à notre étude préliminaire, nous constatons déjà que les méthodes de prélèvements et d'analyse permettent d'obtenir des résultats plus précis et fiables par rapport aux études précédentes, tout en étant respectueux des animaux. La méthode moléculaire prouve ainsi son efficacité dans l'identification d'un régime alimentaire très diversifié pour les quatre espèces d'oiseaux étudiées.

Alimentation des quatre espèces d'oiseaux étudiées

En fonction des résultats obtenus dans cette étude préliminaire, plusieurs tendances peuvent déjà être proposées. Celles-ci sont reprise ci-dessous, espèce par espèces.

a. La Bouscarle de Cetti (*Cettia cetti*)

C. cetti voyage entre le sol, l'eau et les tiges de roseaux pour trouver son alimentation. On remarque également qu'elle pourrait s'alimenter d'insectes dans les roseaux dont les tiges sont déjà cassées. Son alimentation va varier entre les saisons, partant à la recherche d'araignées, de lépidoptères, d'invertébrés aquatiques, de crustacés, de larves d'odonates et occasionnellement d'hémiptères et de diptères en automne et en hiver. Elle semble consommer

davantage d'adultes et de larves de lépidoptères, d'hémiptères, de diptères, de coléoptères, de larves d'insectes aquatiques, de collemboles et de crustacés au printemps. Cette espèce a un régime alimentaire significativement différent de la Panure à moustaches

b. La Lusciniole à moustaches (*Acrocephalus melanopogon*)

L'alimentation d'*A. melanopogon* est constituée presque exclusivement d'arachnides et d'insectes. Les proies prédominantes sont les tiques, les acariens, crustacés et collemboles en hiver mais elle peut occasionnellement se nourrir d'araignées, de diptères, d'invertébrés aquatiques, d'hémiptères et de larves d'odonates. Au printemps, elle semble consommer davantage d'araignées, d'hémiptères, de diptères et éventuellement de gastéropodes. Ces résultats sont semblables à ceux obtenus par Bussmann (1979) et Bibby (1982) dans le sud de la France. Son alimentation est significativement différente de la Panure à moustaches.

c. La Panure à moustaches (*Panurus biarmicus*)

La Panure à moustache consomme essentiellement des acariens, des tiques, des araignées et occasionnellement et des diptères en automne et en hiver. Elle préfère manger des hyménoptères en automne alors qu'elle se tournera davantage vers les coléoptères, des crustacés, des gastéropodes l'hiver. Contrairement aux publications affirmant que cette espèce se tourne vers une alimentation de type granivore en hiver, on constate qu'elle consomme également des insectes. Elle semble trouver sa nourriture principalement en fouillant le sol humide avec ses pattes, ainsi qu'à la surface ou dans l'eau mais également en voyageant le long des tiges de roseaux. Son régime alimentaire est significativement différent de la Lusciniole à moustaches et de la Bouscarle de Cetti alors qu'il est significativement semblable à celui du Bruant des roseaux.

d. Le Bruant des roseaux (*Emberiza schoeniclus*)

La comparaison du régime alimentaire du Bruant des roseaux entre cette étude exploratoire et les publications scientifiques de Russie, d'Ukraine, d'Angleterre et d'Allemagne, permettent de montrer que cette espèce s'alimenterait sur le sol, dans ou sur l'eau, sur les roseaux ainsi que dans la hampe florale et en vol. Cependant, la sous-espèce *E.s.witherby* pourrait avoir la particularité de s'alimenter de proie à l'intérieur des roseaux ce qui n'a pas pu être mis en évidence dans cette étude car pour les deux sous-espèces confondues, aucune présence d'insectes utilisant l'intérieur des roseaux n'a pu être mis en évidence. Leur régime varie entre les saisons, selon la disponibilité en proies. Il consommerait des tiques, des acariens en automne et hiver et pourrait en plus, occasionnellement manger des trichoptères, des hémiptères, des diptères et des gastéropodes (terrestres) en hiver. Il se tournerait vers des adultes ou des larves

de lépidoptères, des diptères, des hyménoptères, des araignées, des coléoptères et des gastéropodes (aquatiques) au printemps. La mise en évidence d'orthoptères, de collemboles d'éphémères ou encore d'odonates dans les publications scientifiques n'a pas pu être démontrée ici. Cette espèce a un régime alimentaire significativement proche des trois autres espèces.

Perspectives

Cette étude exploratoire a permis d'améliorer considérablement les connaissances sur le régime alimentaire de la Bouscarle de Cetti, la Lusciniole à moustaches, la Panure à moustaches ainsi que le Bruant des roseaux le long du littoral méditerranéen sur trois saisons. Les premiers résultats sont concluants grâce à une méthode de prélèvement moins invasive et une méthode d'analyse moléculaire plus fiable que les méthodes traditionnelles. Néanmoins, le manque de prélèvements entraîne quelques questions qui mériteraient d'être approfondies. Il serait intéressant d'augmenter le nombre d'échantillons pour chaque saison et chaque espèce afin de renforcer les résultats des analyses statistiques. Il serait également très utile d'y ajouter les résultats des échantillons de l'été afin de comparer les saisons entre elles et de comparer les différents modes de gestion. Ces informations permettraient de compléter les résultats obtenus. La diversité en proies dans les roselières est un atout considérable pour assurer la survie des oiseaux qu'y sont inféodés. Néanmoins, afin de favoriser leur installation pérenne dans cet environnement, il est nécessaire d'y améliorer la qualité de l'habitat en étudiant l'impact des différentes gestions.

Il serait également utile d'étudier les résultats obtenus en fonction du type de fientes récoltées (acide urique uniquement ou avec matière fécale) pour augmenter ainsi l'information obtenue grâce aux prélèvements.

Contrairement aux méthodes classiques peu révolutes et performantes, la méthode qu'est le métabarcoding et ces nouvelles techniques de séquençage, est une alternative efficace qui permettrait une grande avancée sur les connaissances du régime alimentaire des oiseaux, peu étudiées pour l'instant.

Références

- André A., *Caractéristiques biologiques d'un micromammifère en expansion : la souris à pattes blanches*, Université de Liège, 2017.
- Antoniazza M., Leveque R., 1977, La mésange à moustaches (*Panurus biarmicus*), Une nouvelle espèce nicheuse de l'avifaune suisse, [https://grande-caricaie.ch/data/biblio_web_bibtex/files/26275/Antoniazza_et_al_1977_La_mesange_a_moustaches_\(Panurus_biarmicus\)_une.pdf](https://grande-caricaie.ch/data/biblio_web_bibtex/files/26275/Antoniazza_et_al_1977_La_mesange_a_moustaches_(Panurus_biarmicus)_une.pdf)
- Antoniazza V., 1980, Régime alimentaire et autres facteurs d'isolements écologique de trois passereaux nicheurs du marais, https://grande-caricaie.ch/data/biblio_web_bibtex/files/14559/Antoniazza_1980_Regime_alimentaire_et_autres_facteurs_disolement.pdf
- Bardouin et al., 2019, Echantillonnage des Coléoptères saproxyliques dans la réserve Naturelle National de Cerisy (Calvados/Manche), [file:///C:/Users/vigai/Downloads/Le%20dernier%20rapport%20detude%202017-2019%20sur%20les%20coleopteres%20saproxyliques%20de%20Cerisy%20\(2\).pdf](file:///C:/Users/vigai/Downloads/Le%20dernier%20rapport%20detude%202017-2019%20sur%20les%20coleopteres%20saproxyliques%20de%20Cerisy%20(2).pdf)
- Bastide N., 2020, Conservation et exigence écologique des populations de passereaux paludicoles méditerranéens
- Bibby, 1982 https://britishbirds.co.uk/wp-content/uploads/article_files/V75/V75_N08/V75_N08_P346_359_A092.pdf
- Biffi M., et al., 2017 « Comparison of Diet and Prey Selectivity of the Pyrenean Desman and the Eurasian Water Shrew Using Next-Generation Sequencing Methods ». *Mammalian Biology*, vol. 87, n° 1, p. 176-84. *Springer Link*, <https://doi.org/10.1016/j.mambio.2017.09.001>.
- Beal, 1915, Food of Adult and Nestling Western and Mountain Bluebirds. <https://link.springer.com/article/10.1007/s12686-013-9900-1>
- Borrelli, Minichino, Pace, Dipineto, Fioretti, 2020, Fecal Sample Colletion Method for Wild Birds-Associated Microbiome research: Perspectives for Wildlife Studies [file:///C:/Users/vigai/Downloads/animals-10-01349%20\(1\).pdf](file:///C:/Users/vigai/Downloads/animals-10-01349%20(1).pdf)
- Bourgarel M., Noël V., Pfukenyi D., Michaux J., André A., Becquart P., Cerqueira F., Barrachina C., Boué V., Talignani L., Matope G., Missé G., Morand G. et Liégeois F., 2019, *Next-Generation Sequencing on Insectivorous Bat Guano: An Accurate Tool to Identify Arthropod Viruses of Potential Agricultural Concern*.
- Brustel et al. 2010. Sampling saproxylic beetles with window flight traps: methodological insights. <https://hal.archives-ouvertes.fr/hal-00454438/document>
- « Bürkle catalogue 2020 », *FlippingBook*, <https://www.buerkle.de/var/assets/catalog/en/2021/HTML/index.html>. Consulté le 1 mai 2021.
- Bussmann, 1979, Ökologisch sonderung der rohrsänger Südfrankreichs aufgrund von nahrungsstudien, https://www.zobodat.at/pdf/Vogelwarte_30_1979_0084-0101.pdf

- Carlisle et Holberton, 2006, Relative efficiency of fecal versus regurgitated samples for assessing diet and the deleterious effects of a tartar emetic on migratory birds.
<https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1111/j.1557-9263.2006.00032.x>
- Cramp et Brooks, Handbook of Europe the Middle East and North Africa: The Birds of the western Palearctic. Volume VI. *Warblers*. ISBN 978-0-19-857509-2. 1992
- Cramp et Brooks, Handbook of Europe the Middle East and North Africa: The Birds of the western Palearctic. Volume VII. *Flycatchers to Shrikes*. ISBN 978-0-19-857510-8. 1993
- Cramp et Brooks, Handbook of Europe the Middle East and North Africa: The Birds of the western Palearctic. Volume IX. *Buntings and New World Warblers*. ISBN 978-0-19-854843-0. 1994
- Le C.R.B.P.O, <https://crbpo.mnhn.fr/>, Consulté le 1 mai 2021.
- Decraemere C., 2008, Abondance des invertébrés dans les roselières en Estuaire Loire.
- Demongin L., 2020, Guide d'identification des oiseaux « *Les 305 espèces les plus baguées en Europe de l'Ouest* ». 2^{ème} édition
- Despeaux M., 2014, Suivi par baguage des passereaux paludicoles à l'échelle d'un réseau d'espace appartenant au Conservatoire du Littoral – Analyse de la phase test.
- Eriksson, Per, et al. « Evaluation and Optimization of Microbial DNA Extraction from Fecal Samples of Wild Antarctic Bird Species ». *Infection Ecology & Epidemiology*. Vol. 7. N° 1. 2017. P. 1386536. *PubMed*. Doi:10.1080/20008686.2017.1386536.
- Gillet F., et al., 2015, « A New Method to Identify the Endangered Pyrenean Desman (*Galemys pyrenaicus*) and to Study Its Diet, Using next Generation Sequencing from Faeces ». *Mammalian Biology*, vol. 80, n° 6, p.505-09. *Springer Link*,
<https://doi.org/10.1016/j.mambio.2015.08.002>.
- Grapputo A., Pilastro A., Marin G., 1998, Genetic variation and bill size dimorphism in a passerine bird. The reed bunting *Emberiza schoeniclus*.
<http://www.bio.unipd.it/pilastro/pdf/Grapputo%20et%20al%201998%20Mol%20Ecol.pdf>
- Iborra O., 2008, Bouscarle de cetti, *Cettia cetti*, <https://auvergne-rhone-alpes.lpo.fr/Bouscarle-de-Cetti>
- Keller V., Herrando S., Voříšek P., Franch M., Kipson M., Milanese P., Martí D., Anton M., Klvaňová A., Kalyakin M., Bauer H. et Foppen R., 2020, The European Breeding Bird Atlas 2 « Distribution, Abundance and Change », European Bird Census Council
- Knutie et Gotanda. 2018. A non- invasive method to collect fecal samples from wild birds for microbiome studies. <https://link.springer.com/article/10.1007%2Fs00248-018-1182-4>
- Matessi G., Griggio M., Pilastro A., 2002, The geographical distribution of population of the large-billed subspecies of reed bunting matches that of its main winter food.
<https://academic.oup.com/biolinnean/article/75/1/21/2638760>

- Moreby et Stoate, 2000, A quantitative comparison of neck-collar and faecal analysis to determine passerine nestling diet,
https://www.researchgate.net/publication/233223877_A_quantitative_comparison_of_neck-collar_and_faecal_analysis_to_determine_passerine_nestling_diet
- Neto J., Gordinho L., Belda E. J., Marin M., Monros J. S., Fearon P. & R. Crates, 2013, Phenotypic divergence among West European populations of reed bunting *Emberiza schoeniclus*: the effects of migratory and foraging behaviorus.
<https://journals.plos.org/plosone/article?id=10.1371/journal.pone.0063248>
- Parish, Whitman, Comings, 1997, A Facilitated Method for collection of Fecal Sample from Mist-Netted Birds, https://sora.unm.edu/sites/default/files/journals/nabb/v019n02/p0049-p0051.pdf?fbclid=IwAR3Yp7dKnScEdpGzJSPiMsNRSEBYNvMjFNPn-MjJ5_3fK0UJ4xWs_14ZcE8
- Poulin B. et Lefebvre G., 1997, Estimation of arthropods available to birds : effect of trapping technique, Prey distribution And bird diet.
https://www.jstor.org/stable/4514246?seq=3#metadata_info_tab_contents
- Poulin B. et Lefebvre G., 2002, Effect of winter cutting on the passerine breeding assemblage in French Mediterranean reedbeds <https://link.springer.com/article/10.1023/A:1016866116220>
- Roggenbuck M., Bærholm Schnell I et al., 2014, The microbiome of New World vultures <https://doi.org/10.1038/ncomms6498>
- Rytkönen et al., 2018, From feces to data: A metabarcoding method for analyzing consumed and available prey in a bird-insect food web.
<https://onlinelibrary.wiley.com/doi/full/10.1002/ece3.4787?fbclid=IwAR0qpGKeefgNN9x0FVvCJlBISNbk7gbNWYUkkk5oz8KcQztHNpXpGQlozWE>
- Shirihai & Svensson, 2018, Handbook of western Palearctic Birds, Passerines : Larks to Warblers, Volume I, Edition HELM.
- Shirihai & Svensson, 2018, Handbook of western Palearctic Birds, Passerines : Flycatchers to Buntings, Volume II, Edition HELM.
- Spitzer, 1972, Jahreszeitlich Aspekte der Biologie der Bartmeise (*Panurus biarmicus*).
<https://link.springer.com/article/10.1007/BF01647507>
- Taberlet, Pierre, et al., 2018, *Environmental DNA for Biodiversity Research and Monitoring*, Oxford.
- Van Dijk Erwin, 2021, « La révolution de la génomique : les nouvelles méthodes de séquençage et leurs applications ». *Planet-Vie*, <https://planet-vie.ens.fr/thematiques/manipulations-en-laboratoire/la-revolution-de-la-genomique-les-nouvelles-methodes-de>, Consulté le 23 juillet 2021.
- Wright, Solo-Gabriele et al., 2009, Microbial load from animal feces at a 44 recreational beach.
https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0025326X09002793?casa_token=LSM1NKP-T_4AAAAA:V5qOLwYUBUXErgejngx40DmW5_mYct5cIjdnf_D4TzPbw-09gSKb-DSfH93e0u6IavYiViflmc

Zach et Falls,1976, Bias and mortality in the use of tartar emetic to determine the diet of ovenbirds (Avec: Parulidae). <https://cdnsiencepub.com/doi/abs/10.1139/z76-186?journalCode=cjz>

Zhao G, Zhou L et al., 2017, The gut microbiome of hooded cranes (*Grus monachal*) wintering at Shengjin Lake, China <https://doi.org/10.1002/mbo3.447>

Annexes

ANNEXE 1

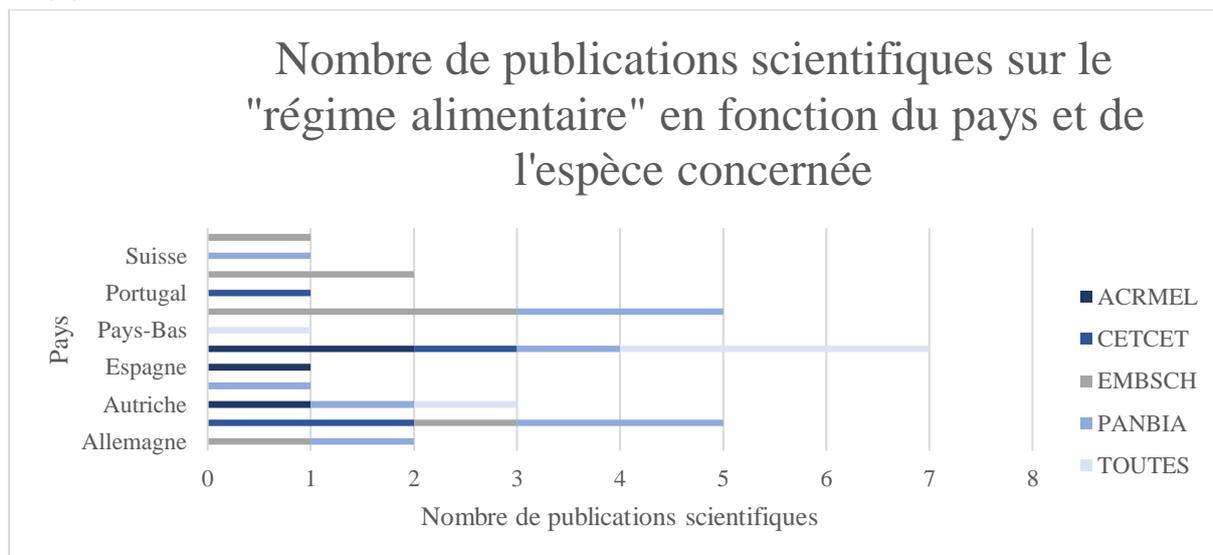


Figure 12: Nombre de publications scientifiques rédigées sur le "régimes alimentaire" en fonction du pays et de l'espèce concernée

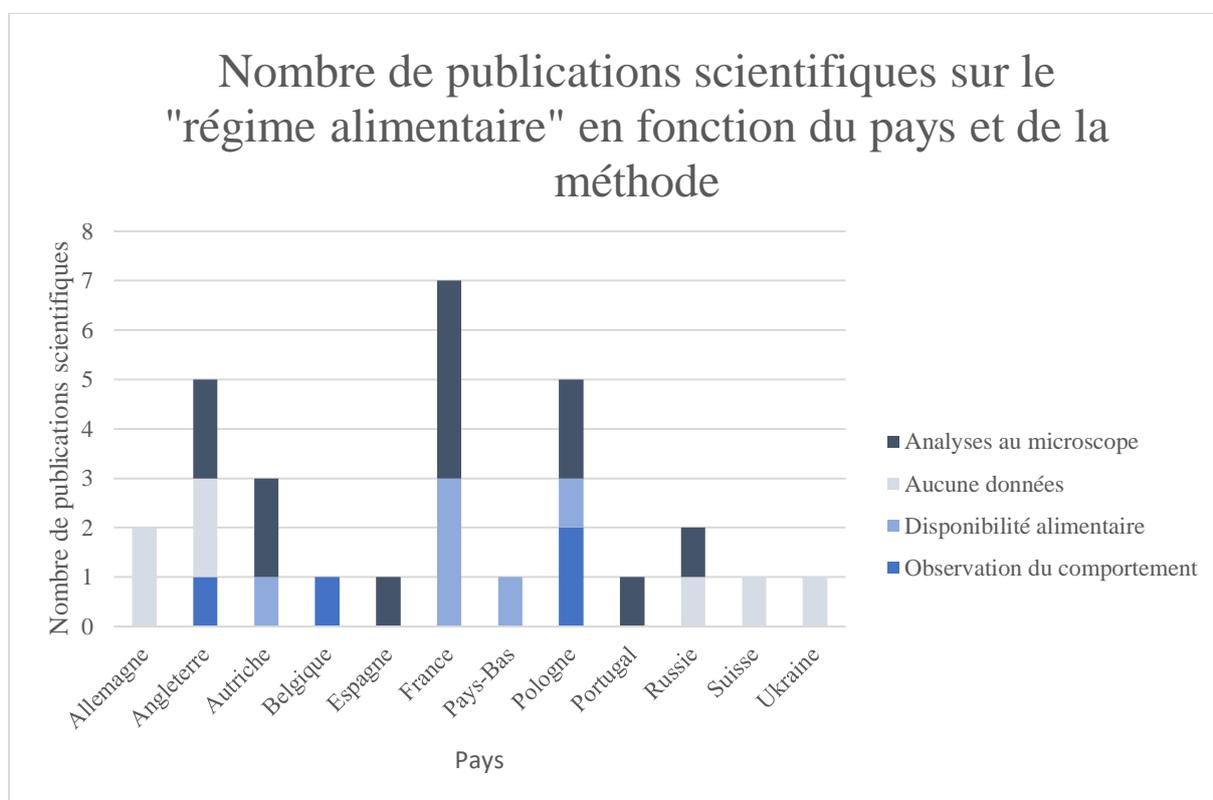


Figure 13: Nombre de publications scientifiques sur le "régime alimentaire" en fonction du pays et de la méthode

ANNEXE 2

Régime alimentaire d'*A. melanopogon*

Classe	FO(%)	Ordre	FO(%)	Famille	FO(%)		
Arachnida	83.33%	NA	55.56%	NA	55.56%		
		Mesostigmata	50.00%	NA	50.00%		
		Trombidiformes	50.00%	NA	50.00%		
		Araneae	44.44%	NA	44.44%		
				Lycosidae	33.33%		
				Linyphiidae	16.67%		
				Araneidae	11.11%		
				Theridiidae	5.56%		
		Insecta	72.22%	Diptera	55.56%	Chironomidae	44.44%
						Limoniidae	16.67%
Ephydriidae	11.11%						
Sciaridae	11.11%						
Syrphidae	11.11%						
Muscidae	5.56%						
Sphaeroceridae	5.56%						
Mycetophilidae	5.56%						
Tachinidae	5.56%						
Coleoptera	38.89%					Scirtidae	33.33%
				Hydrophilidae	22.22%		
				Dytiscidae	16.67%		
				Staphylinidae	11.11%		
				Carabidae	11.11%		
				Hemiptera	39.89%	NA	27.78%
						Delphacidae	22.22%
Miridae	5.56%						
Pleidae	5.56%						
Saldidae	5.56%						
Lepidoptera	16.67%			Pyralidae	11.11%		
				Noctuidae	5.56%		
				Erebidae	5.56%		
Psocodea	16.67%			Ectopsocidae	11.11%		
				Elipsocidae	5.56%		
				Lachesillidae	5.56%		
				NA	5.56%		
				Limnephilidae	16.67%		
Trichoptera	16.67%	Formicidae	5.56%				
Hymenoptera	5.56%	Coenagrionidae	5.56%				
Odonata	5.56%						
Malacostraca	27.78%	Amphipoda	27.78%	Talitridae	27.79%		
				Gammaridae	16.67%		
				Sphaeromatidae	5.56%		
Branchiopoda	16.67%	Diplostraca	16.67%	Daphniidae	16.67%		
Collembola	16.67%	Entomobryomorpha	16.67%	Entomobryidae	5.56%		
				Isotomidae	16.67%		
				NA	11.11%		

Eurotatoria	16.67%	Ploima	11.11%	Synchaetidae	11.11%
		Flosculariaceae	11.11%	Testudinellidae	5.56%
Gastropoda	16.67%	Littorinimorpha	11.11%	Hydrobiidae	11.11%
		Caenogasteropoda	5.56%	Pachychilidae	5.56%
Ostracoda	5.56%	Podocopida	5.56%	Cyprididae	5.56%
NA					61.11%

Tableau 4: Proies identifiées avec un match positif ($\geq 98\%$) de 16 fientes de *Lusciniole* à moustaches (*Acrocephalus melanopogon*) collectées dans des roselières d'Occitanie. Les fréquence d'occurrence (FO : pourcentage de fèces contenant la proie) sont affichées pour chaque classe et ordre de proie.

Régime alimentaire de *C. cetti*

Classe	FO(%)	Ordre	FO(%)	Famille	FO(%)			
Arachnida	84.21%	Trombidiformes	57.89%	NA	57.89%			
				NA	52.63%			
				NA	52.63%			
				Araneae	36.84%			
				Lycosidae	26.32%			
				Linyphiidae	21.05%			
				Theridiidae	11.76%			
				Clubionidae	5.26%			
				Philodromidae	5.26%			
				Acaridae	5.26%			
Insecta	68.42%	Diptera	52.63%	Chironomidae	42.11%			
				Ceratopogonidae	10.53%			
				Ephydriidae	10.53%			
				Tabanodae	10.53%			
				Calliphoridae	5.26%			
				Cecidomyiidae	5.26%			
				Chloropidae	5.26%			
				Culicidae	5.26%			
				Limoniidae	5.26%			
				Scirtidae	26.32%			
				Dytiscidae	15.79%			
				Hydrophilidae	15.79%			
				Noteridae	10.53%			
				Phalacridae	10.53%			
				Carabidae	5.26%			
				Hydraenidae	5.26%			
				NA	5.26%			
				Staphylinidae	5.26%			
				Hemiptera	31.58%	31.58%	Delphacidae	21.05%
							Corixidae	15.79%
							NA	15.79%
							Aphididae	10.53%
							Pleidae	5.26%
				Lepidoptera	31.58%	31.58%	Erebidae	15.79%
							Geometridae	10.53%
							NA	10.53%
							Pyalidae	5.26%
Psocodea	31.58%	31.58%	Ectopsocidae	21.05%				
			Lachesillidae	10.53%				
			Elipsocidae	5.26%				

				NA	5.26%
		Odonata	10.53%	Coenagrionidae	10.53%
Collembola	31,58%	Entomobryomorpha	31.58%	Isotomidae	31.58%
				NA	5.26%
Malacostraca	26,32%	Amphipoda	26.32%	Gammaridae	15.79%
				Talitridae	21.05%
		Isopoda	10.53%	Asellidae	5.26%
				Sphaeromatidae	10.53%
Eurotatoria	21,05%	Flocculariaceae	15.79%	Testudinellidae	15.79%
		Ploima	21.05%	Brachionidae	10.53%
				Synchaetidae	10.53%
Branchiopoda	10,53%	Diplostraca	10.53%	Daphniidae	10.53%
Gastropoda	5.26%	Ellobiida	5.26%	Ellobiidae	5.26%
Ostracoda	5.26%	Podocopida	5.26%	Cyprididae	5.26%
NA					52.63%

Tableau 5: Proies identifiées avec un match positif ($\geq 98\%$) de 16 fientes de *Bouscarle de Cetti* (*Cettia cetti*) collectées dans des roselières d'Occitanie. Les fréquences d'occurrence (FO : pourcentage de fèces contenant la proie) sont affichées pour chaque classe et ordre de proie

Régime alimentaire de *E. schoeniclus*

Classe	FO(%)	Ordre	FO(%)	Famille	FO(%)		
Arachnida	79.17%	Trombidiformes	66.67%	NA	62.50%		
				Erythraeidae	4.17%		
				NA	62.50%		
		Araneae	12.50%	Thomisidae	8.33%		
				Lycosidae	4.17%		
				Clubionidae	4.17%		
		Sarcoptiformes	12.50%	NA	4.17%		
				Acaridae	4.17%		
				Humerobatidae	4.17%		
				Proctophyllodidae	4.17%		
				NA			60.87%
		Insecta	37.50%	Diptera	25.00%	Chironomidae	25.00%
						Limoniidae	8.33%
Hemiptera	16.67%			NA	8.33%		
				Delphacidae	4.17%		
				Cicadellidae	4.17%		
				Noctuidae	4.17%		
Lepidoptera	8.70%			Pyralidae	4.17%		
				Scirtidae	4.17%		
Coleoptera	4.17%			Philotarsidae	4.17%		
				Psocodea	4.17%		
Trichoptera	4.17%	Limnephilidae	4.17%				
Gastropoda	12.50%	Stylommatophora	8.33%	Geometridae	8.33%		
		Littorinimorpha	4.17%	Hydrobiidae	4.17%		
NA					62.50%		

Tableau 6: Proies identifiées avec un match positif ($\geq 98\%$) de 20 fientes de *Burant des roseaux* (*Emberiza schoeniclus*) collectées dans des roselières d'Occitanie. Les fréquences d'occurrence (FO : pourcentage de fèces contenant la proie) sont affichées pour chaque classe et ordre de proie.

Régime alimentaire de *P. biarmicus*

Classe	FO(%)	Ordre	FO(%)	Famille	FO(%)
Arachnida	76.92%	Trombidiformes	46.15%	NA	46.15%
		NA	38.46%	NA	38.46%
		Mesostigmata	38.46%	NA	38.46%
		Araneae	30.77%	NA	23.08%
				Lycosidae	15.32%
				Linyphiidae	7.69%
Insecta	53.85%	Diptera	46.15%	Chironomidae	38.46%
				Ceratopogonidae	7.69%
				Limoniidae	7.69%
		Coleoptera	23.08%	Coccinellidae	7.69%
				Hydrophilidae	7.69%
				Carabidae	7.69%
				Scirtidae	7.69%
				NA	7.69%
		Hemiptera	7.69%	NA	7.69%
				Hymenoptera	7.69%
Psocodea	7.69%				
Malacostraca	30.77%	Amphipoda	23.08%	Talitridae	15.38%
				Gammaridae	7.69%
		Isopoda	15.38%	Sphaeromatidae	15.38%
				Physidae	15.38%
Gastropoda	23.08%	Basommatophora	15.38%	NA	15.38%
		Littorinimorpha	15.38%	Lymnaeidae	15.38%
		Pulmonata	15.38%	Cyprididae	7.69%
Ostracoda	7.69%	Podocopida	7.69%		
NA					46.15%

Tableau 7: Proies identifiées avec un match positif ($\geq 98\%$) de 11 fientes de Panure à moustaches (*Panurus biarmicus*) collectées dans des roselières d'Occitanie. Les fréquences d'occurrence (FO : pourcentage de fèces contenant la proie) sont affichées pour chaque classe et ordre de proie.

ANNEXE 3

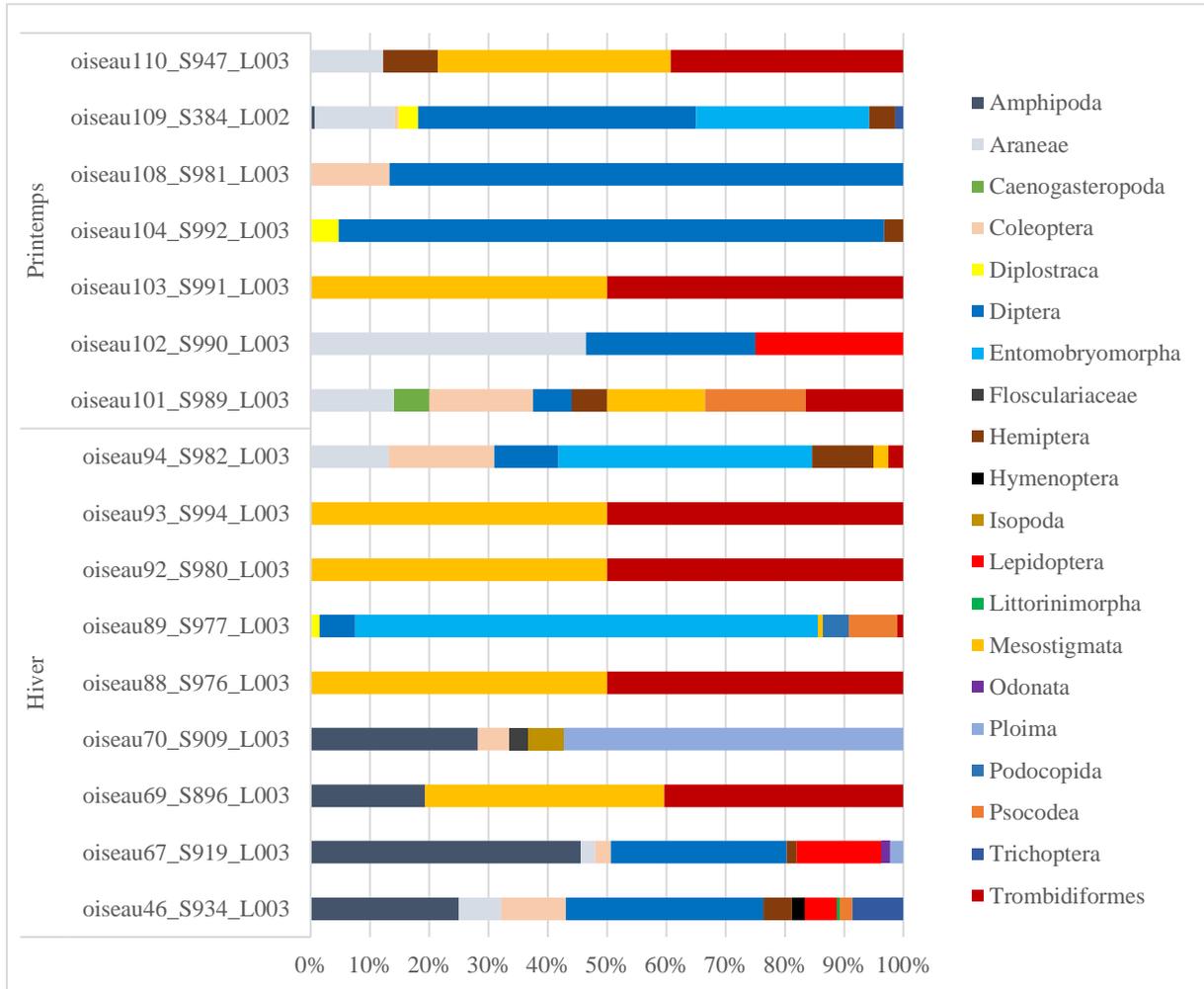


Figure 14: Proies consommées par *A. melanopogon* en hiver et au printemps 2020-2021

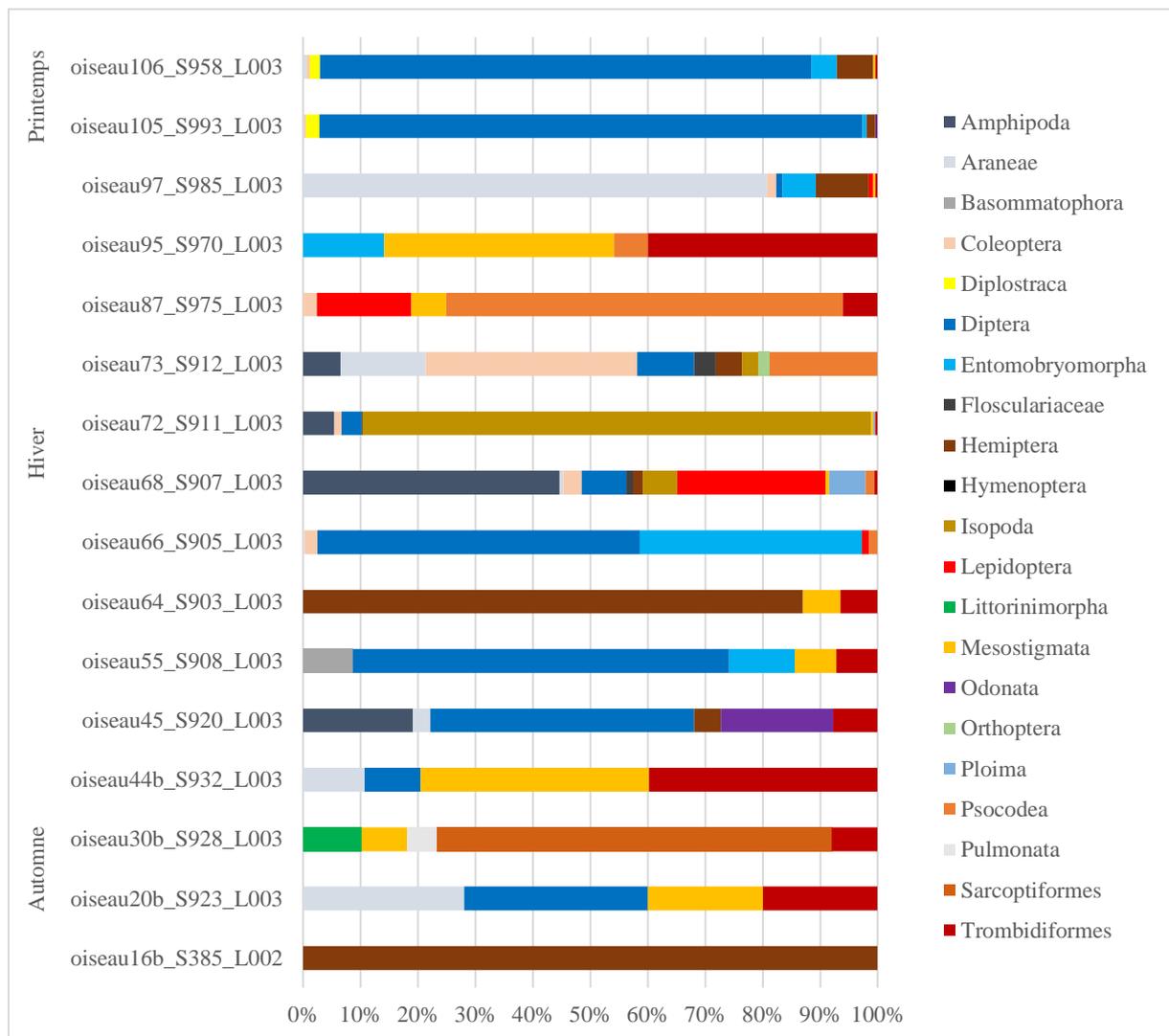


Figure 15: Proies consommées par *C. cetti* en automne en hiver et au printemps 2020-2021

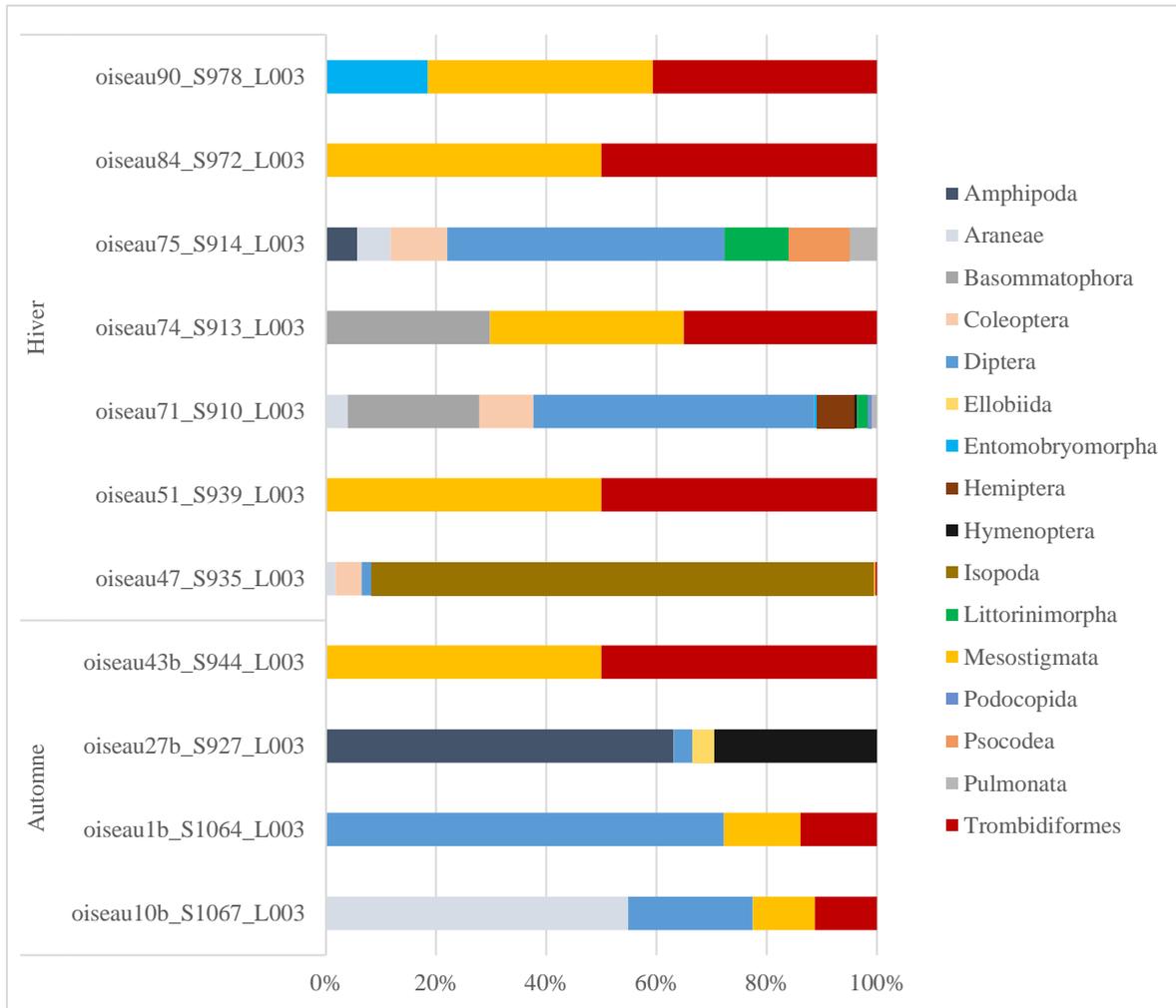


Figure 16: Proies consommées par *P. biarmicus* en automne en hiver 2020-2021

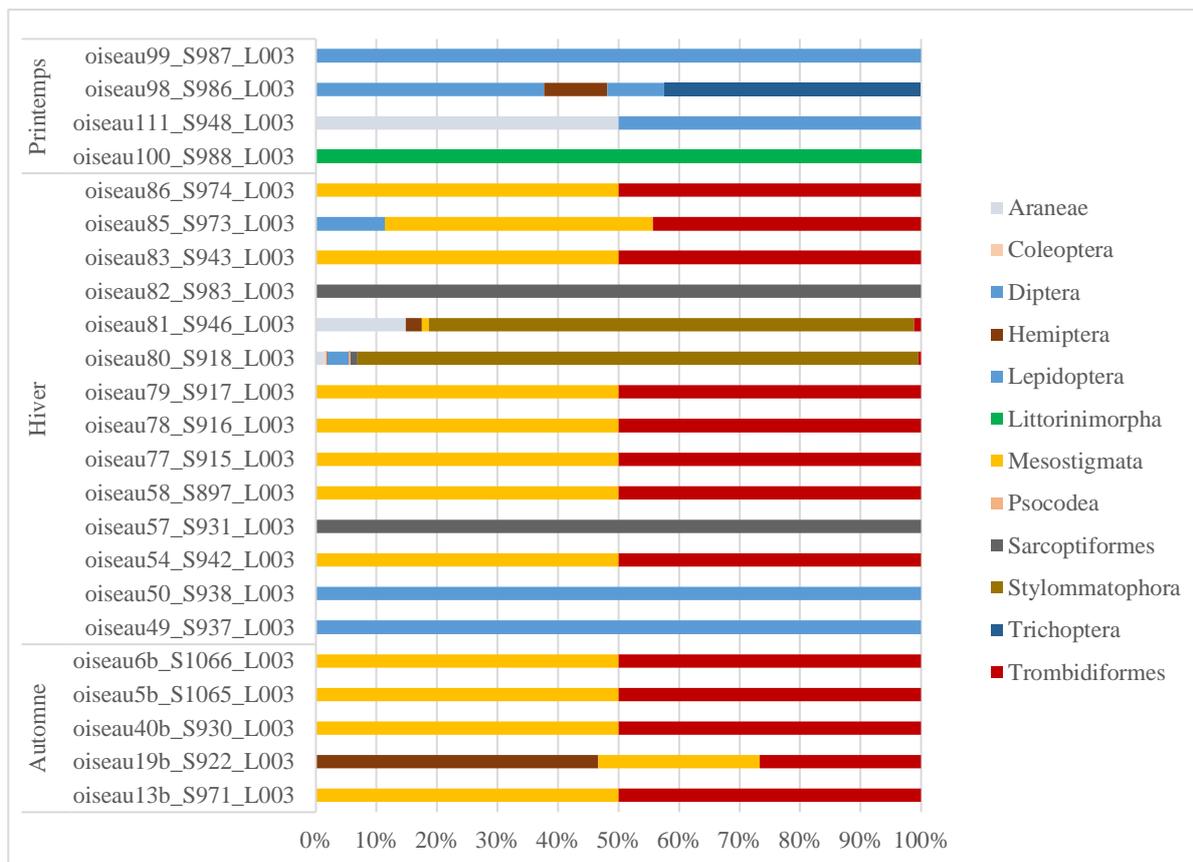


Figure 17: Proies consommées par *E. schoenicius* en automne en hiver et au printemps 2020-2021

ANNEXE 4

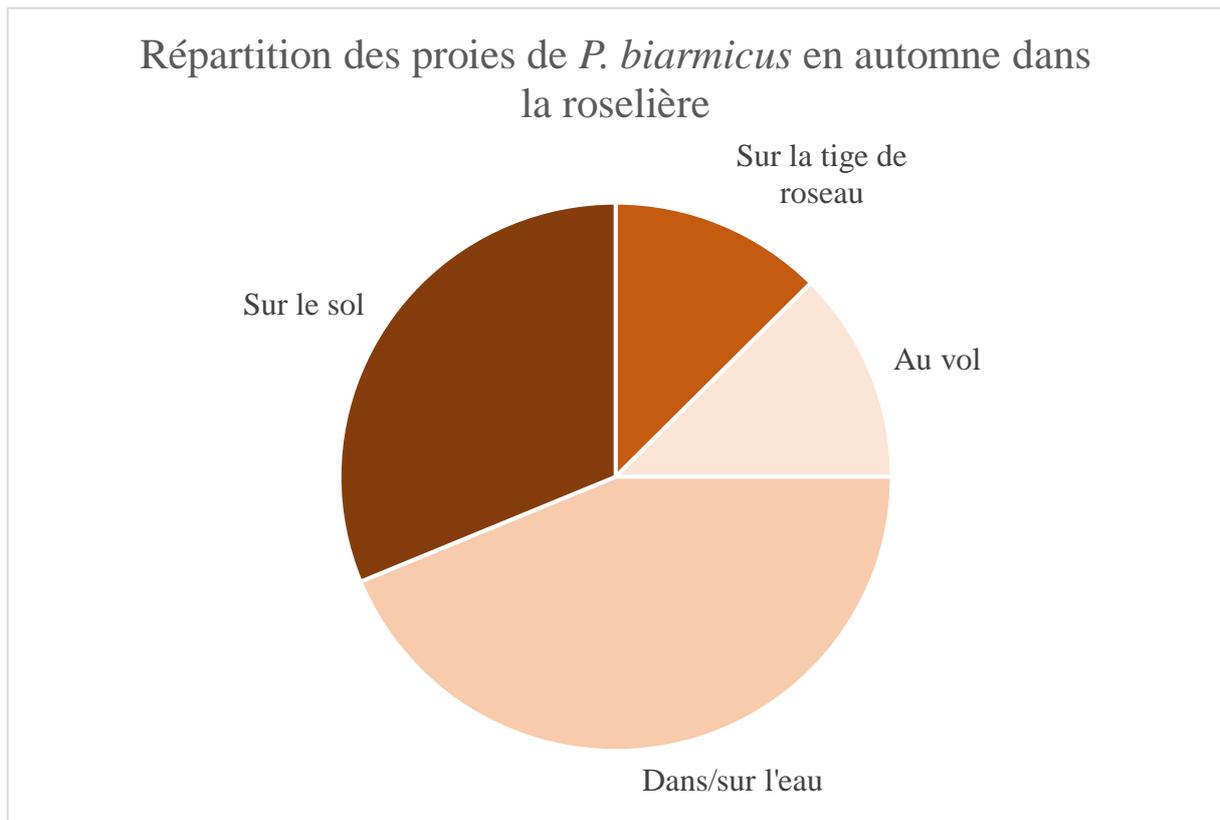


Figure 18: répartition des proies dans la roselière consommées par *P. biarmicus* en automne 2020-2021

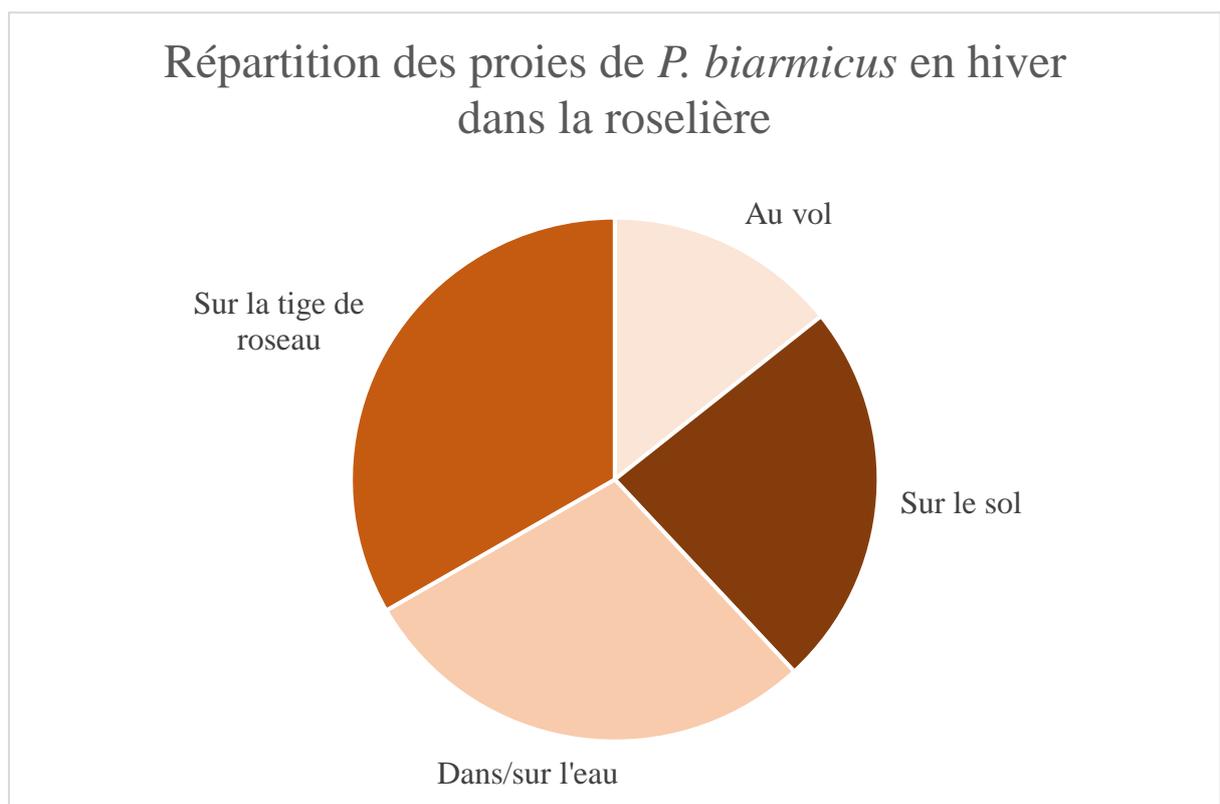


Figure 19: Répartition des proies dans la roselière consommées par *P. biarmicus* en hiver 2020-2021

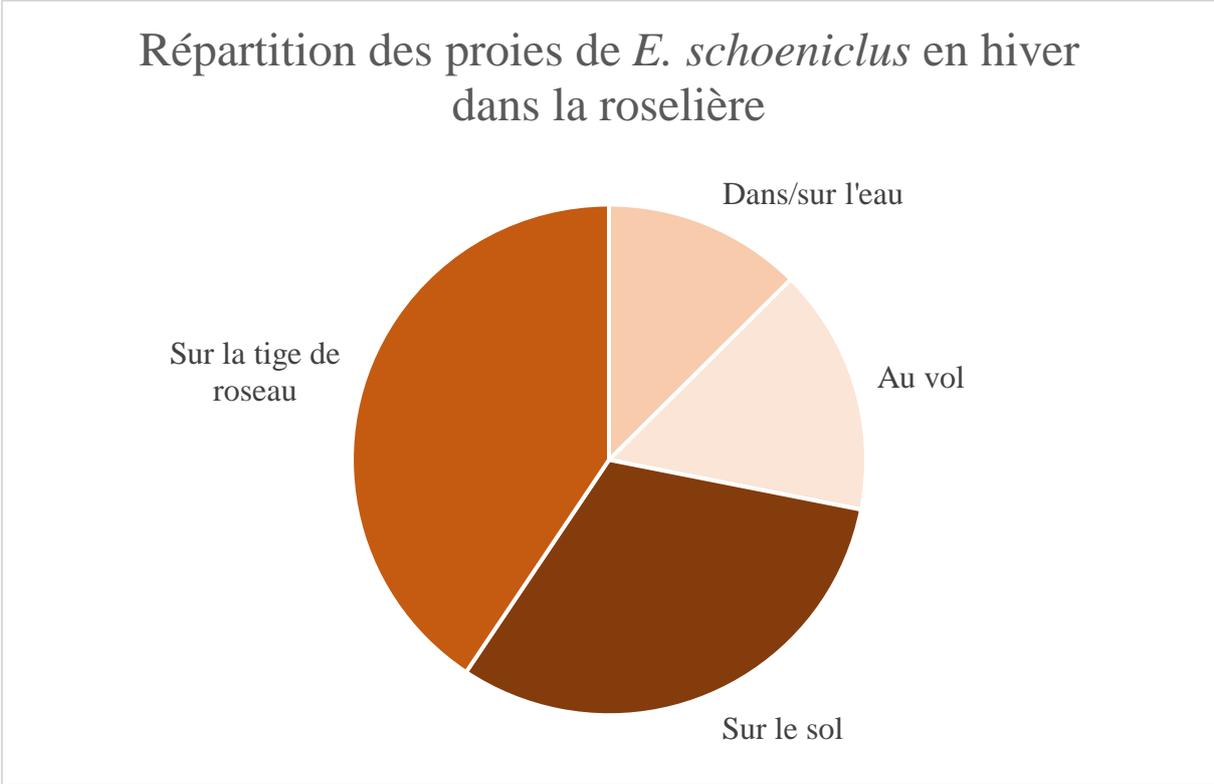


Figure 21: Répartition des proies dans la roselière consommées par *E. schoeniclus* au hiver 2020-2021

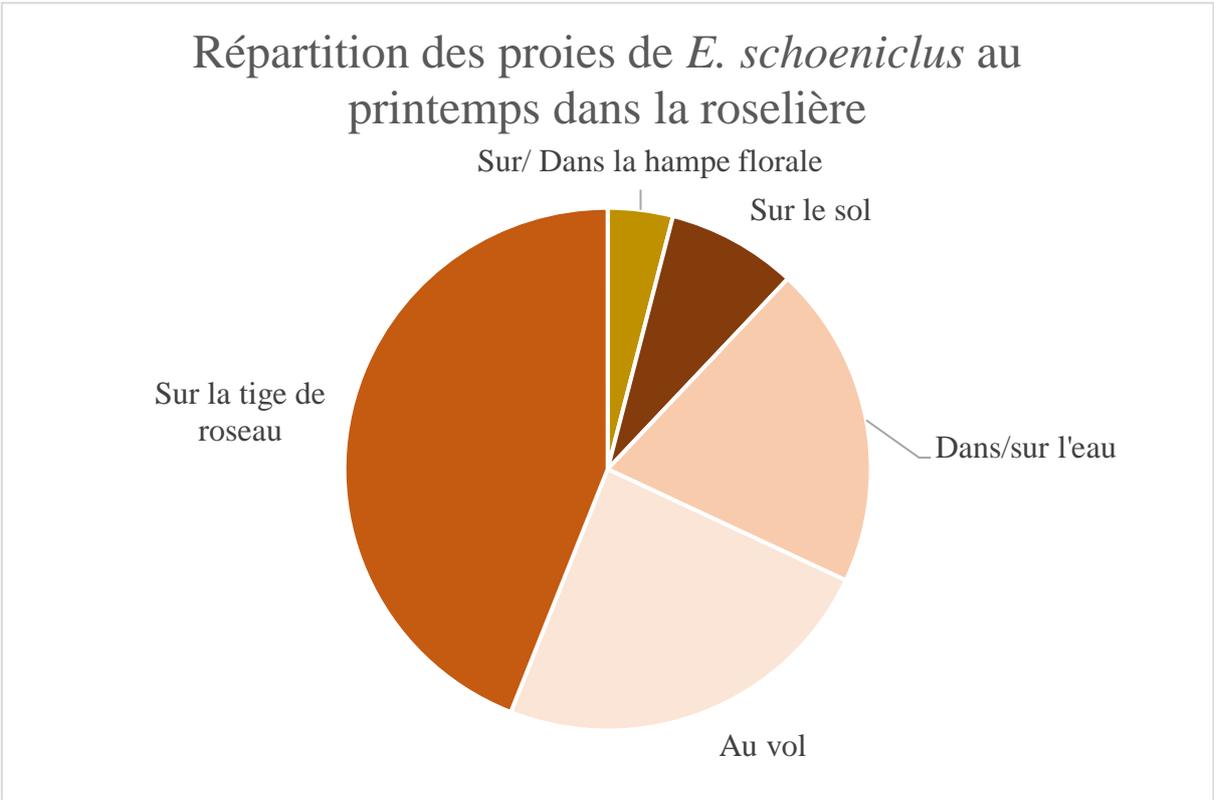


Figure 20: Répartition des proies dans la roselière consommées par *E. schoeniclus* au printemps 2020-2021

Répartition des proies de *C. cetti* en automne dans la roselière

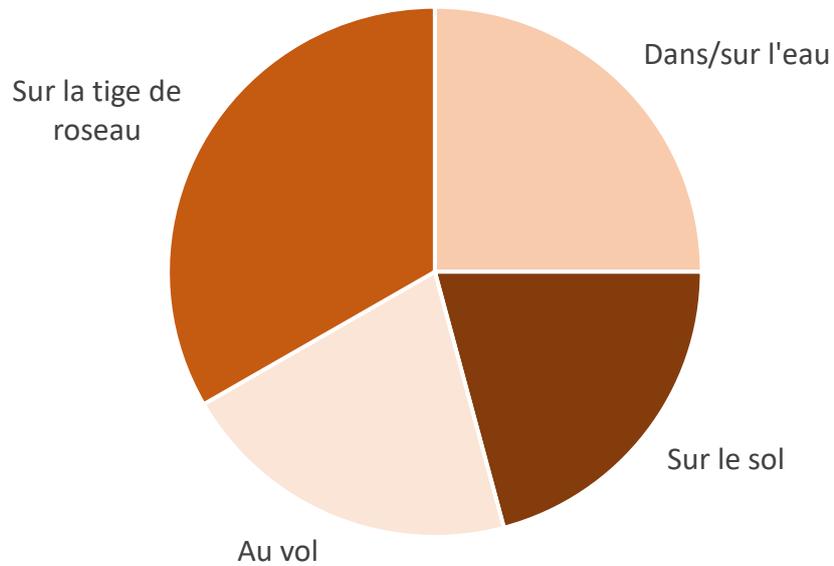


Figure 23: Répartition des proies dans la roselière consommées par *C. cetti* en automne 2020-2021

Répartition des proies de *C. cetti* en hiver dans la roselière

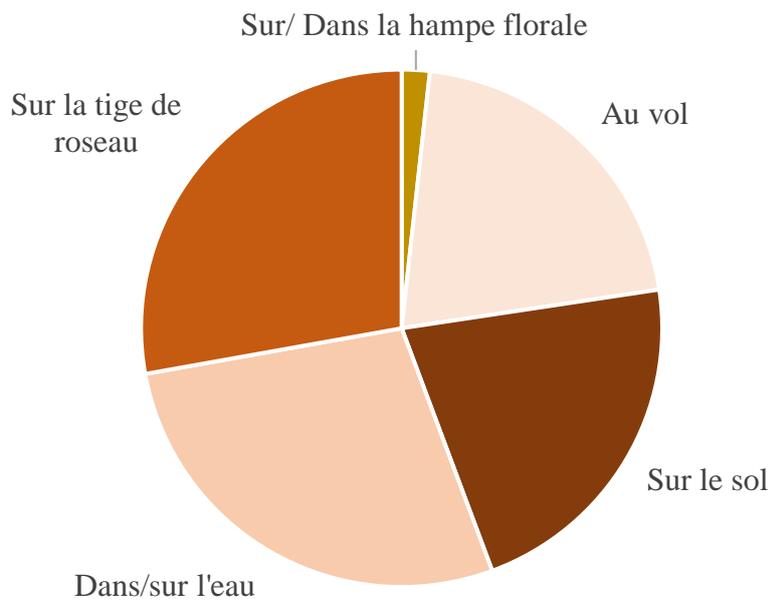


Figure 22: Répartition des proies dans la roselière consommées par *C. cetti* en hiver 2020-2021

Répartition des proies de *C. cetti* au printemps dans la roselière

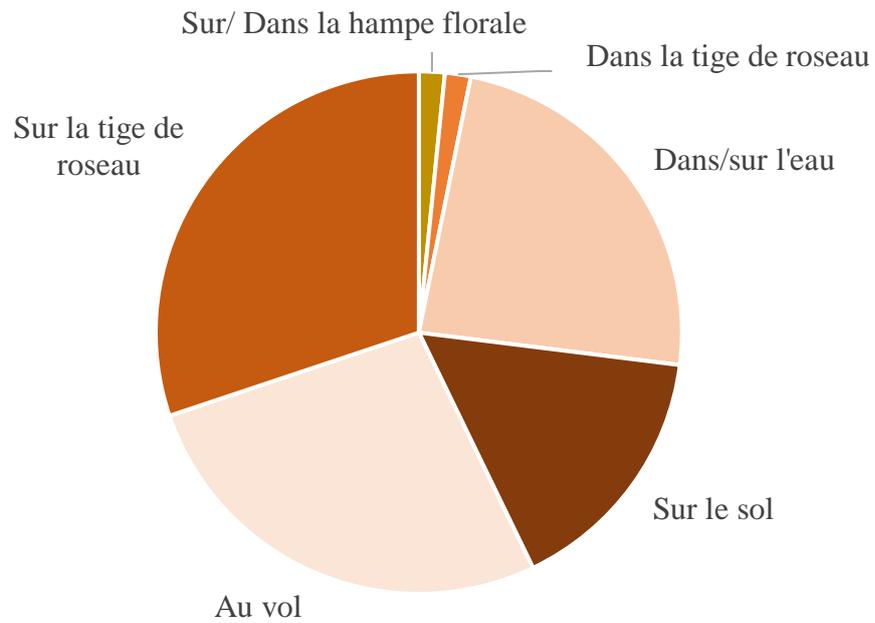


Figure 25: Répartition des proies dans la roselière consommées par *C. cetti* au printemps 2020-2021

Répartition des proies de *A. melanopogon* en automne dans la roselière

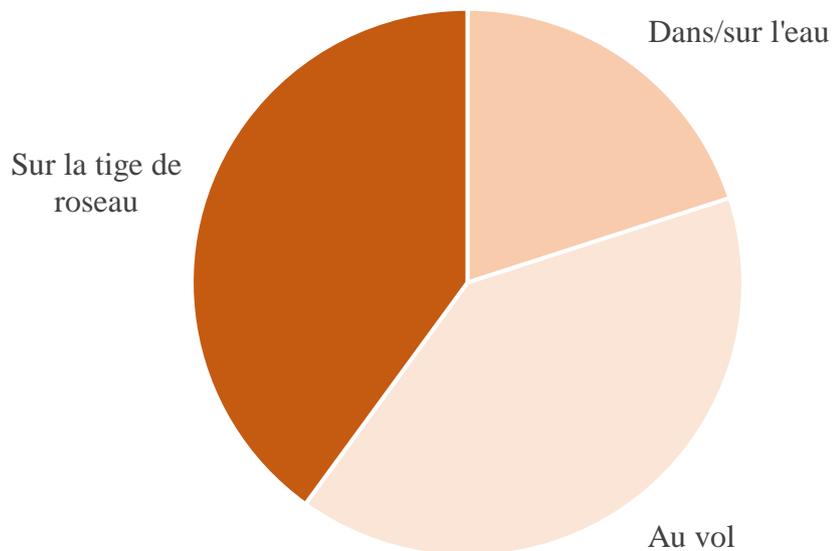


Figure 24: Répartition des proies dans la roselière consommées par *A. melanopogon* en automne 2020-2021

Répartition des proies de *A. melanopogon* en hiver dans la roselière

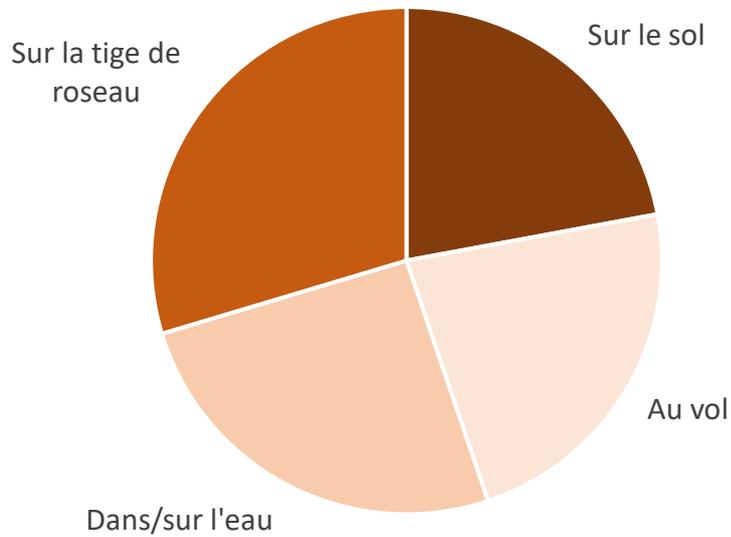


Figure 26: Répartition des proies dans la roselière consommées par *A. melanopogon* en hiver 2020-2021

Répartition des proies de *A. melanopogon* au printemps dans la roselière

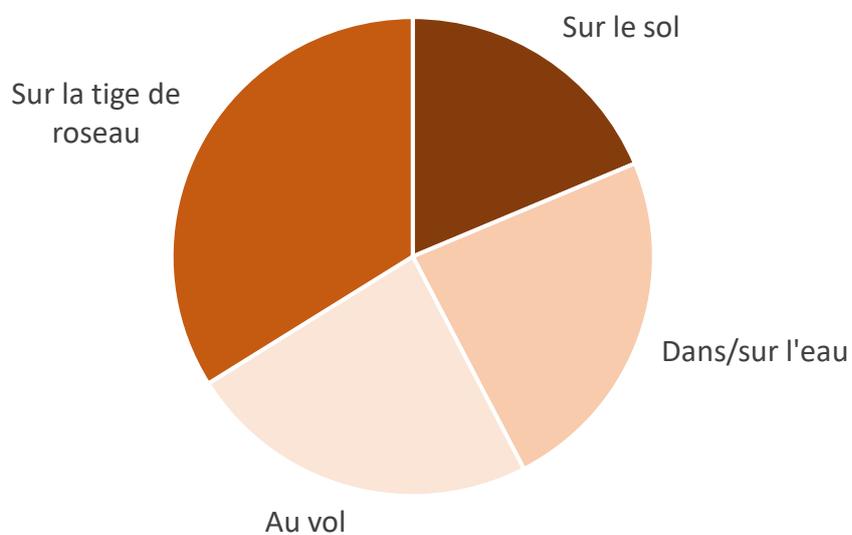


Figure 27: Répartition des proies dans la roselière consommées par *A. melanopogon* au printemps 2020-2021