

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

-v2-



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

V1 : 2 mai 2022

V2 : au 17 juillet 2022, incluant en plus les résultats de la saison « ETE »

Résumé

ETUDE DU REGIME ALIMENTAIRE DE QUATRE ESPECES 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 révolitives 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 154 fèces dont 119 ont donné des résultats sur le régime alimentaire. Les résultats ont permis d'identifier 235 genres et 245 espèces de proies.

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	11
Figure 2: <i>Panurus biarmicus</i> mâle.....	13
Figure 3: <i>Cettia cetti</i>	14
Figure 4: <i>Acrocephalus melanopogon</i>	15
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.....	20
Figure 6: Prélèvement d'eau à l'aide d'une pompe péristaltique de la marque Brükle.....	20
Figure 7 : (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 deflux. (C) Lecture des nucléotides par imagerie grâce à un groupe fluorescent spécifique.	23
Figure 8 : Diversité en proies (classes) consommées par la Lusciniole à moustaches.....	28
Figure 9 : Diversité de proies (classes) consommées par la Bouscarle de Cetti	29
Figure 10 : Diversité en proies (classes) consommées par la Panure à moustaches	30
Figure 11 : Diversité en proies (classes) consommées par le Bruant des roseaux	32
Figure 12: Analyse en composantes principales - Biplot des proies (ordres) de la Lusciniole à moustaches en fonction des saisons	36
Figure 13: Analyse en composante principale – Biplot des proies (ordres) de la Bouscarle de Cetti en fonction des saisons	37
Figure 14: Analyse en composantes principales – Biplot des proies (ordres) du Bruant des roseaux à gros bec en fonction des saisons	38
Figure 15: Analyse en composantes principales - Biplot des proies (ordres) du Bruant des roseaux à petit bec	38
Figure 16: Analyse en composantes principales - Biplot des proies (ordres) de la Panure à moustaches en fonction des saisons	39
Figure 17: Espèces de moustiques consommés par le Lusciniole à moustaches, la Bouscarle de Cetti et la Panure à moustaches en été (E) et en hiver (H).....	46
Figure 18: Nombre de publications scientifiques rédigées sur le "régimes alimentaire" en fonction du pays et de l'espèce concernée.....	53
Figure 19 : Nombre de publications scientifiques sur le "régime alimentaire" en fonction du pays et de la méthode	53
Figure 20 : Proies consommées par <i>A. melanopogon</i> en hiver 2020, au printemps et été 2021	76
Figure 21: Proies consommées par <i>C. cetti</i> automne et hiver 2020, au printemps et été 2021	77
Figure 22: Proies consommées par <i>P. biarmicus</i> en automne en hiver 2020 et été 2021.....	78
Figure 23: Proies consommées par <i>E. schoeniclus</i> en automne en hiver et au printemps 2020-2021.....	79
Figure 24: répartition des proies dans la roselière, consommées par <i>P. biarmicus</i> en automne 2020-2021.....	80
Figure 25: Répartition des proies dans la roselière, consommées par <i>P. biarmicus</i> en hiver 2020-2021	80
Figure 26: Répartition des proies dans la roselière, consommées par <i>E. schoeniclus</i> en hiver 2020-2021.....	81
Figure 27: Répartition des proies dans la roselière, consommées par <i>E. schoeniclus</i> au printemps 2020-2021	81
Figure 28: Répartition des proies dans la roselière, consommées par <i>C. cetti</i> en automne 2020-2021.....	82
Figure 29: Répartition des proies dans la roselière, consommées par <i>C. cetti</i> en hiver 2020-2021	82
Figure 30: Répartition des proies dans la roselière, consommées par <i>C. cetti</i> au printemps 2020-2021.....	83
Figure 31: Répartition des proies dans la roselière, consommées par <i>A. melanopogon</i> en automne 2020-2021	83
Figure 32: Répartition des proies dans la roselière, consommées par <i>A. melanopogon</i> en hiver 2020-2021	84
Figure 33: Répartition des proies dans la roselière, consommées par <i>A. melanopogon</i> au printemps 2020-2021	84

Tables des matières

Résumé	3
Lexique des abréviations	4
Liste des figures et tableaux	5
Tables des matières.....	6
Introduction	8
1. Mise en contexte	8
2. Objectifs.....	10
3. Présentation des espèces	11
3.1.1.2 Alimentation et comportement	11
3.1.1.3 Aire de répartition et habitat.....	12
3.2.1.2 Alimentation et comportement.....	13
3.2.1.3 Aire de répartition et habitat.....	13
3.3.1.2 Alimentation et comportement	14
3.3.1.3 Aire de répartition et habitat.....	15
3.4.1.2 Alimentation et comportement	15
3.4.1.3 Aire de répartition et habitat.....	16
Matériel et méthodes.....	17
1 Echantillonnage	18
a. Sites.....	18
b. La capture de l'oiseau	18
c. Les fientes	19
a. L'eau	20
2 Analyse génétique en laboratoire.....	21
a. Extraction d'ADN	21
b. Amplification d'ADN par Polymerase Chain Reaction	21
c. Quantification	22
d. Séquençage nouvelle génération.....	22
e. Traitement bio-informatique.....	23
3 Interprétation des résultats.....	23
Résultats	26
a. Validation moléculaire du prédateur produisant les matières fécales	26
b. Identification moléculaire des proies consommées.....	26
c. Diversité globale des proies contenues dans les fientes d'oiseaux.....	27
d. Variation de l'alimentation entre les saisons.....	35
e. Utilisation par les proies des strates de roselière en fonction des espèces et des saisons (automne, hiver et printemps)	40
f. Analyse de l'ADN contenue dans l'eau.....	40
g. Consommation de moustiques	46

Discussion	47
Méthode et biais d'échantillonnage	47
Sujet d'étude.....	48
Alimentation des quatre espèces d'oiseaux étudiées	49
Perspectives.....	52
Annexes	53
Références	85

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 mais surtout 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 Roseau commun (*Phragmites australis*) appelé roselière ou encore phragmitaie. Cet habitat 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

provoque notamment la disparition des fleurs de roseaux qui sont consommées et la coupe hivernale des roseaux encore appelés « la sagne », affaiblit le roseau en laissant une repousse annuelle moins haute et de diamètre plus faible (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. Objectifs

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 travail a pour objectif d'analyser et de décrire le régime alimentaire de quatre espèces d'oiseaux paludicoles méditerranéens sédentaires ; à savoir, *Acrocephalus melanopogon* (Lusciniote à moustaches), *Emberiza schoeniclus* (Bruant des roseaux), *Cettia cetti* (Bouscarle de Cetti) et *Panurus biarmicus* (Panure à moustaches). L'étude porte sur toute l'année afin de couvrir toutes les périodes biologiques de l'oiseau. 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



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 ; le Bruant de roseaux à petit bec et le Bruant des roseaux à gros bec (Demongin, 2020).

3.1.1.3 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 deux sous espèces se différencie par une taille de bec différente. Le bruant des roseaux à petit bec, à une taille de bec d'une moyenne de 6.9mm et une épaisseur de 4.7mm contrairement au Bruant des roseaux à gros bec dont la taille est en moyenne de 6.8mm et une épaisseur de 5.5mm. (Vollot, 2017)

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

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).

3.1.1.4 Aire de répartition et habitat

Le Bruant des roseaux à 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. 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



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) C'est une espèce sédentaire présente en roselière. (Keller et al., 2020 ; Antoniazza, 1977).

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

3.2.1.2 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



Figure 3: *Cettia cetti*

La Bouscarle de Cetti (*Cettia cetti*) fait partie des passeriformes de la famille des Cettiidés (Figure 3).

3.3.1.1 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 Méditerranée. L'échantillonnage de cette étude est également très faible.

3.3.1.2 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 froid, ce paramètre faisant varier la densité en effectifs de Bouscarle de cetti. 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



Figure 4: *Acrocephalus melanopogon*

La Lusciniole à moustache (*Acrocephalus melanopogon*) est un petit passeriforme de la famille de Sylviidés (Figure 4) C'est une espèce sédentaire des roselières du littoral méditerranéen français (Demongin, 2020).

3.4.1.1 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.

3.4.1.2 Aire de répartition et habitat

On retrouve cette espèce en Espagne, en France et en Italie ainsi que dans le centre de l'Asie. Trois sous-espèces sont reconnues dont *A. melanopogon melanopogon* qui est présente sur le littoral méditerranéen (Demongin, 2020).

Matériel et méthodes

Dans ce travail, des éléments concernant le régime alimentaire de quatre espèces sédentaires d'oiseaux paludicoles présents en Méditerranée ainsi que la méthode ont été déterminés.

Plusieurs techniques de récoltes ont été 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).

Cette dernière présente, un inconvénient ; 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.

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 (Rytkönen et al., 2018).

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).

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 sur lesquelles 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 de l'oiseau

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 (CRBPO¹) (Bastide, 2020).

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

¹ 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.

d'améliorer les connaissances sur le comportement, la vie et le taux de survie des oiseaux.

c. Les fientes

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.

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.



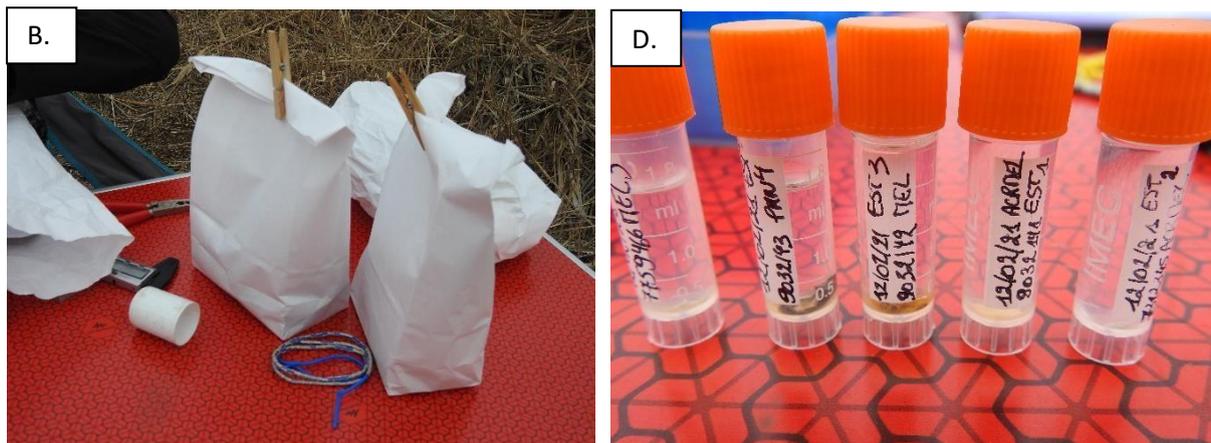


Figure 5 : Prélèvement de fiente d'oiseau. (A) Sac en papier dans lequel est placé une assiette en carton sous un grillage. (B) Mise en place de l'oiseau dans le sac, refermé avec une pince à linge. (C) Prélèvement de l'assiette contenant les fientes et libération de l'oiseau. (D) Les fientes sont placées 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.

a. L'eau

Des prélèvements d'eau ont été effectués sur chaque site et à chaque saison afin d'apporter des informations complémentaires. Ils ont été faits à l'aide d'une pompe péristaltique de la marque Bürkle. Ils sont effectués durant plusieurs minutes (± 20 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 Bürkle

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.

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 oxydase1, 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 1µL 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 créé, suivi d'une dénaturation. Ce processus se répète plusieurs fois, formant ainsi un groupe de molécules identique (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)

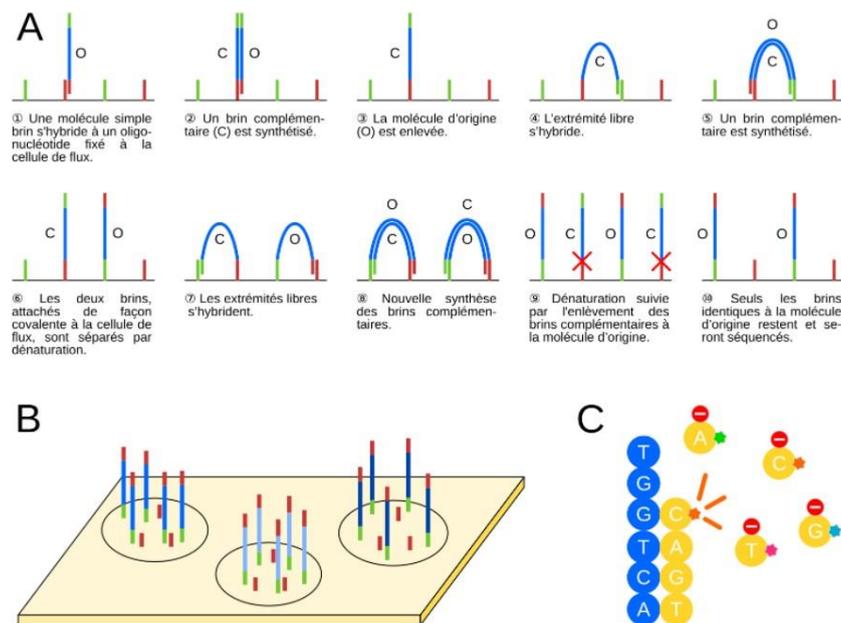


Figure 7 : (A) Étapes de séquençage par la méthode Illumina. (B) Plusieurs brins d'ADN sont amplifiés via l'attachement d'un adaptateur (vert) sur un oligonucléotide (rouge) fixé à la cellule de flux. (C) Lecture des nucléotides par imagerie grâce à un groupe fluorescent spécifique.

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 2021. 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 français par un expert entomologiste. 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).

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. Les ordres dont la FO est égale ou inférieure à 5% n'a pas été utilisée dans cette analyse.

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'expert entomologiste) 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. Validation moléculaire du prédateur produisant les matières fécales

Le séquençage des fientes a permis de valider l'identification des espèces d'oiseaux de 144 échantillons sur un total de 154 (93.5%). Huit échantillons n'ont donné aucun résultat et 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. Cela peut être lié à des problèmes de contaminations extérieurs, pour éviter le risque d'erreur, ces deux échantillons ont été supprimés des analyses.

L'identification des prédateurs a ainsi échoué pour 6.5% des prélèvements.

b. Identification moléculaire des proies consommées

Sur les 144 échantillons, 119 ont également fournis des informations sur le régime alimentaire des quatre espèces d'oiseaux étudiées (représentant 77.3% du total des échantillons collectés). L'identification des proies a échoué pour 22.7% des échantillons. 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. Etant 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. (Tableau 1).

Espèce	Automne	Hiver	Printemps	Été	Total
<i>A. melanopogon</i>	2	10	8	18	38
<i>C. cetti</i>	8	10	2	7	27
<i>P. biarmicus</i>	7	7	0	11	25
<i>E. schoeniclus schoeniclus</i>	5	14	3	0	22
<i>E. schoeniclus witherbyi</i>	1	2	1	3	7

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

Le tableau précédent reprend le nombre d'échantillons total par saison et en fonction des espèces d'oiseaux. Au printemps le nombre d'échantillon de la Bouscarle de cetti, la Panure à moustache et le Bruant de roseaux ainsi que de la Lusciniole à moustaches en Automne, du Bruant des roseaux à petit bec en été et de manière général pour le Bruant des roseaux à gros bec est très faible et influencera les résultats par espèce et par saison. Ces résultats doivent ainsi être considérés avec prudence.

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

Au total, les analyses des fientes toutes espèces et saisons confondues ont permis de mettre en évidence 28 classes, 66 ordres, 172 familles, 235 genres et 245 espèces de proies.

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

Espèce	Total	Classes	Ordres	Familles	Genres	Espèces
<i>A. melanopogon</i>	38	13	29	82	108	115
<i>C. cetti</i>	27	22	47	99	124	128
<i>P. biarmicus</i>	25	8	22	47	54	60
<i>E. schoeniclus schoeniclus</i>	22	5	16	27	23	23
<i>E. schoeniclus witherbyi</i>	7	4	9	14	15	18

Tableau 2: Nombre d'échantillons total récoltés, de classe, d'ordre, de famille, de genre et d'espèce de proies analysées par espèce d'oiseau

On constate que malgré un nombre d'échantillons élevé ($n=29$), *E. schoeniclus* présente la plus faible diversité en termes d'espèce proies (37 espèces différentes au total). Contrairement, *C. cetti* et *A. melanopogon* ont une diversité d'espèces proies la plus élevée. Si on compare les deux sous-espèces de Bruant des roseaux, on constate que le nombre d'espèce proies pour le Bruant des roseaux à gros bec est élevé ($n=18$) pour un nombre d'échantillon faible ($n=7$) contrairement au Bruant de roseaux à petit bec.

Sur base des proies consommées par espèce d'oiseau, la fréquence d'occurrence a pu être calculée. On a constaté qu'à la lecture des données brutes, les Mésostigmata et les Trombidiformes sont pour les quatre espèces sur le haut du podium. Cependant, ce sont des proies ingérées accidentellement, car ce sont soit des acariens phorétique (Mésostigmata), c'est-à-dire qu'ils utilisent d'autres invertébrés pour se déplacer, soit des acariens parasites d'invertébrés au stade larvaire (Trombidiformes). Il apparait vraisemblablement que ces taxons soient consommés par les oiseaux de manière indirecte lors de la consommation de proies parasitées. Ces ordres ont ainsi été supprimés des analyses suivantes.

- **Lusciniolle à moustaches**

Les échantillons ($n= 38$) de la Lusciniolle à moustaches (*A. melanopogon*) ont permis de mettre en évidence 13 classes. Son régime alimentaire est en majeure partie composé d'arachnides et d'insectes (Figure). On retrouve ensuite les Gatséropoda ainsi que les Malocostraca et les Collembolés qui sont des petits crustacés.

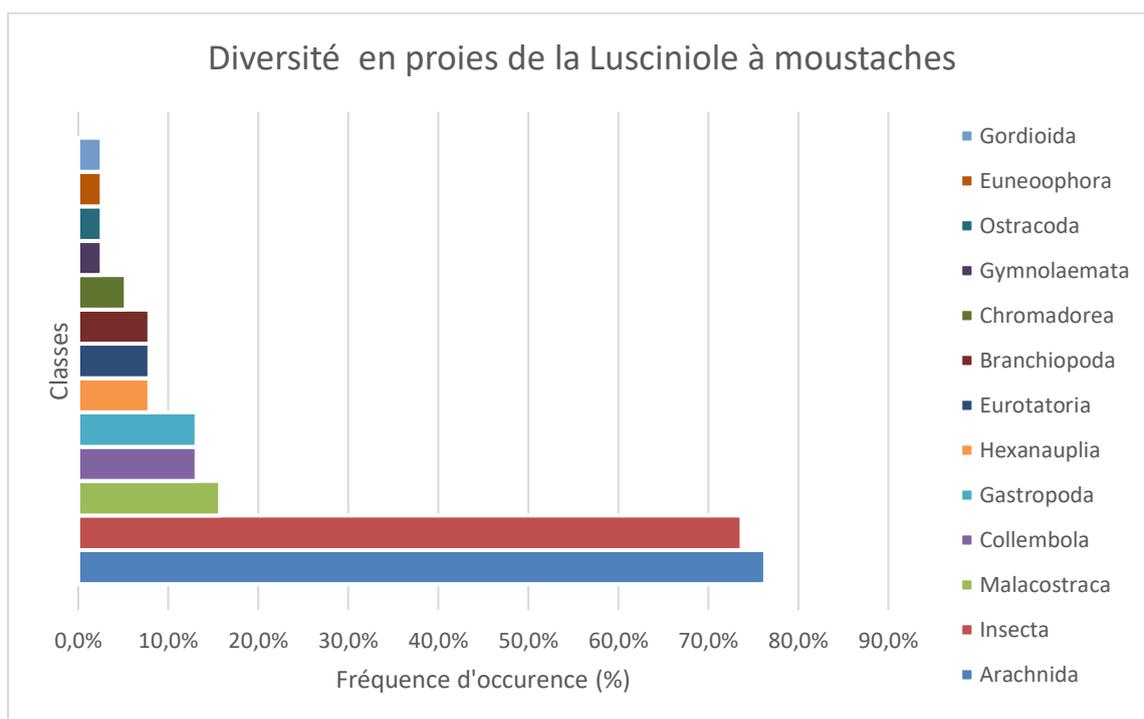


Figure 8 : Diversité en proies (classes) consommées par la Lusciniole à moustaches

Chez les insectes, l'ordre Diptera est présent dans 63.2% des échantillons dont la famille Chironomidae (47.4%) est la plus fréquemment consommée. Chez les Araneae, c'est la famille Lycosidae, qui se retrouve en quantité plus importante (26.3%) (Annexe 2, Tableau 4).

Les espèces principalement consommées sont reprises dans le tableau suivant :

Classe	Espèce	FO(%)
Arachnida	Pirata piraticus	26.3%
Insecta	Chironomus aprilius	28.9%
	Chironomus plumosus	15.8%
	Symplecta stictica	10.5%
	Contacyphon laevipennis	23.7%
	Enochrus ater	13.2%
	Delphacodes capnodes	10.5%
Malocostraca	Orchestia gammarellus	10.5%
Collembola	Isotomurus palustris	13.2%

Tableau 3 : Espèces proies principalement consommées par la Lusciniole à moustaches

Il est à noter que la Lusciniole à moustaches consomme également des fourmis, des demoiselles (*Ischnura elegans*), quatre espèces de papillons, mais également des tiques (*Ixodes ricinus*), des taons ainsi que quatre espèces de moustiques.

- **Bouscarle de Cetti**

Les échantillons (n=27) de Bouscarle de Cetti (*C. cetti*) récoltés sont composés de 22 classes, dont deux principales : Arachnida et Insecta.

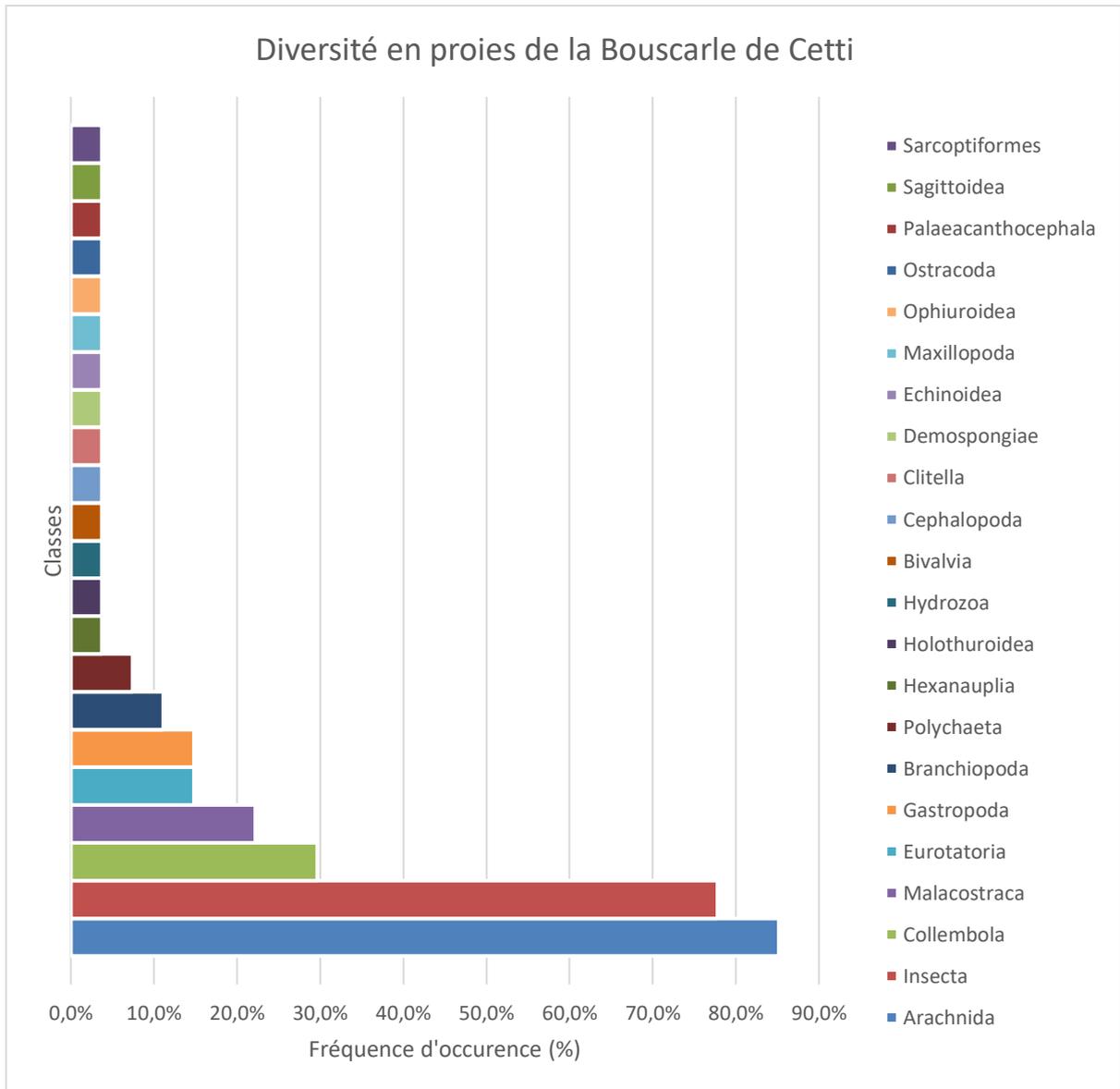


Figure 9 : Diversité de proies (classes) consommées par la Bouscarle de Cetti

On retrouve respectivement pour ces deux classe un ordre essentiel, les Araignées et les Diptères qui composent respectivement 51.9% et 55.6% des fèces. Les diptères sont composés de la famille des Chironomidae qu'on retrouve dans 48.1% des échantillons et les Linyphiidae (22.2%) chez les Araneae (Annexe 2, Tableau 5).

Les espèces principalement consommées sont reprises dans le tableau suivant :

Classe	Espèce	FO(%)
Arachnida	Gnathonarium dentatum	18.5%
	Pirata piraticus	14.8%
Insecta	Chironomus aprilinus	22.2%
	Chironomus plumosus	18.5%
	Cricotopus ornatus	22.2%
	Contacyphon laevipennis	29.6%
	Delphacodes capnodes	18.5%
	Ectopsocus meridionalis	14.8%
Collembola	Isotomurus palustris	29.6%
Malacostraca	Orchestia gammarellus	14.8%

Tableau 4: Espèce proies principalement consommées par la Bouscarle de Cetti

Il est important d'également mettre en évidence la consommation de plus de 17 espèces de papillons, deux espèces d'odonates, de bivalves, sept espèces de gastéropode mais également du taon et de deux espèces de moustiques.

- **Panure à moustaches**

Les échantillons (n=25) de Panure à moustaches (*P. biarmicus*), sont composés de douze classes, dont les deux principales sont les Insectes et les Arachnides.

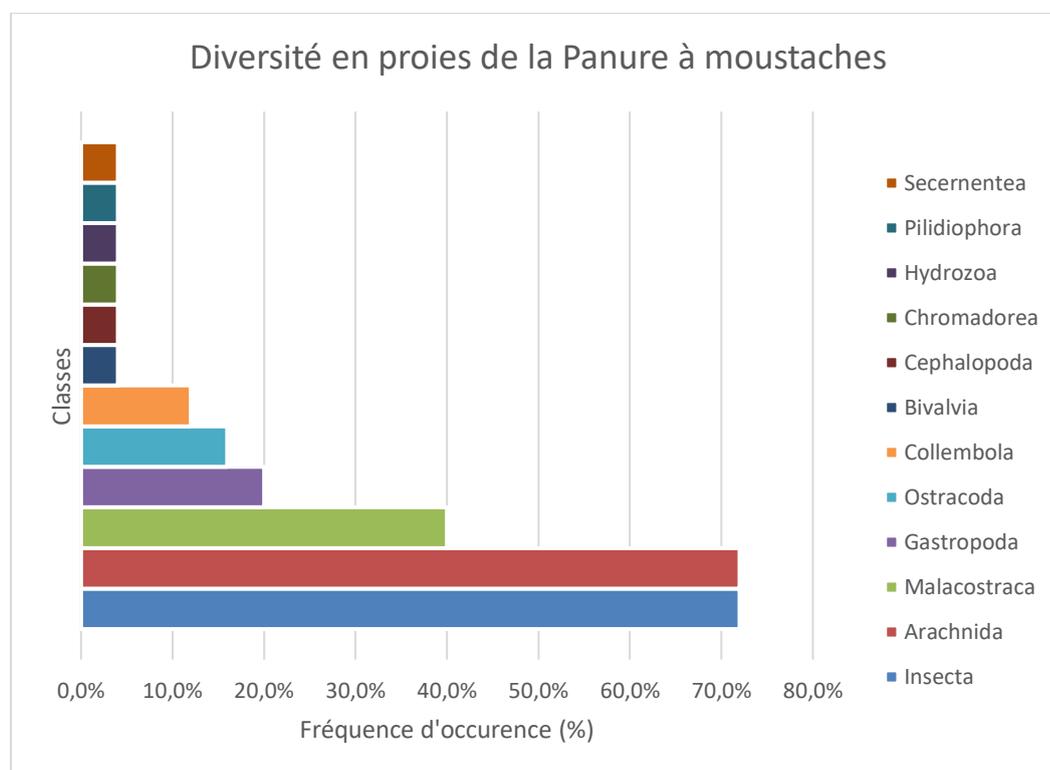


Figure 10 : Diversité en proies (classes) consommées par la Panure à moustaches

Les deux ordres chez les insectes qui ressortent sont Coleoptera (36.00%) et Diptera (56.00%) dont la famille Chironomidae (48.0%) et le genre Chironomus (40%) sont les plus consommés. L'ordre principal chez les Arachnides est Araneae présent dans 36.0% des prélèvements, dont la classe Malacostraca représente également une part importante de l'alimentation étant donné qu'on la retrouve dans 40% des fientes.

Les espèces principalement consommées sont reprises dans le tableau suivant :

Classe	Espèce	FO(%)
Insecta	Chironomus aprilius	36.0%
	Contactyphon laevipennis	24.0%
	Eristalinus aeneus	20.0%
Arachnida	Clubiona phragmitis	16.0%
	Pirata piraticus	16.0%
	Ixodes ricinus	28.0%
Malacostraca	Lekanesphaera hookeri	24.0%
	Lekanesphaera rugicauda	24.0%

Tableau 5 : Espèces proies principalement consommées par la Panure à moustaches

L'analyse du régime alimentaire a permis de mettre en évidence la consommation de deux espèces d'odonates, de tique (*Ixodes ricinus*), cinq espèces de gastéropode

Le Bruant de roseaux (*E. schoeniclus*), semble avoir un régime alimentaire relativement différent des trois autres espèces (n=29). Moins diversifié, avec seulement six classes qui en ressortent (Annexe 2, Tableau 6) et dont les deux principales sont :

- Arachnida, dont l'ordre principal est caractérisé par les Araneae (24.1%)
- Insecta, dont la proie la plus fréquente, appartient à l'ordre Diptera qui constitue 27.6% de leur alimentation, dont le genre Chironomus (24.1%) est principalement consommé, et suivi de près par Hemiptera avec 24.1%

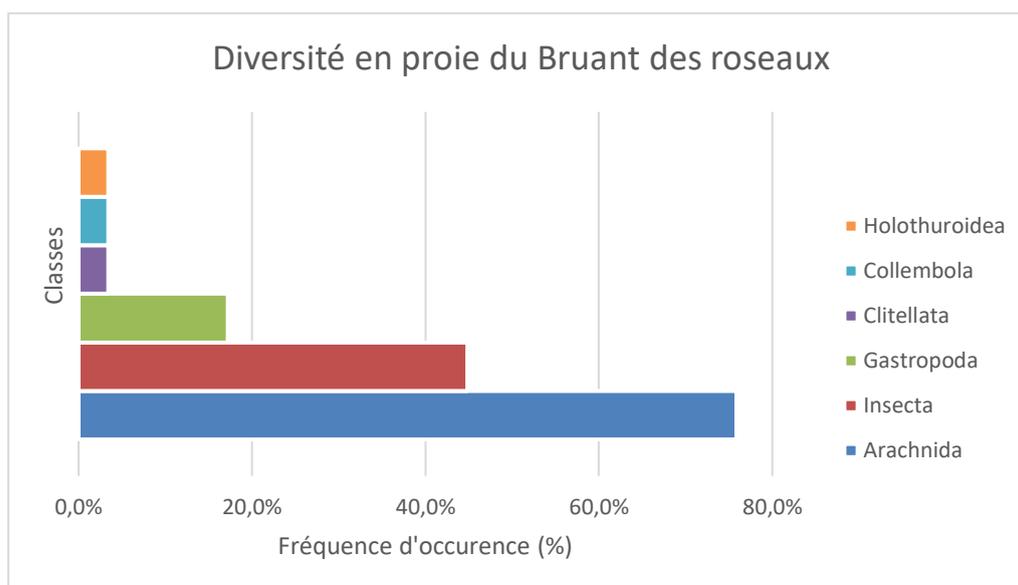


Figure 11 : Diversité en proies (classes) consommées par le Bruant des roseaux

Les espèces principales consommées sont reprises dans le tableau suivant :

Classe	Espèce	FO(%)
Arachnida	Clubiona phragmitis	10.3%
	Larinia bonneti	6.9%
	Xysticus kochi	6.9%
Insecta	Chironomus aprilius	13.8%
	Chironomus plumosus	13.8%
	Glyptotendipes barbipes	6.9%
	Symplecta stictica	6.9%
Gasteropoda	Cochlicella acuta	10.3%

Tableau 6 : Espèces proies principalement consommées par le Bruant des roseaux

Si l'on compare les deux sous-espèces, on constate qu'il existe trois classes communes entre les deux, cependant, il y a une consommation en espèces principale totalement différente :

Bruant de roseaux à petit bec (*E. schoeniclus schoeniclus*)

Classe	Espèce	FO(%)
Arachnida	Xysticus kochi	9.1%
Insecta	Chironomus aprilius	13.6%
	Chironomus plumosus	9.1%
	Symplecta stictica	9.1%
Gastropoda	Cochlicella acuta	9.1%

Tableau 7 : Espèces proies principalement consommées par le Bruant des roseaux à petit bec

Il est à noter, que les échantillons du Bruant des roseaux à petit bec ont permis de mettre en évidence quatre espèces de gastéropode et une espèce de libellule sous forme de larve étant donné qu'elle a été consommée au printemps, et qu'elle n'est pas encore présente à cette époque.

Bruant des roseaux à gros bec (*E. schoeniclus witherbyi*)

Classe	Espèce	FO(%)
Arachnida	Clubiona phragmitis	42.9%
	Larinia bonneti	28.6%
	Ixodes ricinus	14.3%
Insecta	Chironomus aprilius	14.3%
	Chironomus plumosus	28.6%

Tableau 8 : Espèces proies principalement consommées par le Bruant des roseaux à gros bec

On constate que les tiques sont une part non négligeable de leur alimentation, les analyses ont permis de mettre en évidence huit espèces de papillon et seulement une espèce de gastéropode.

En conclusion, on constate que le régime alimentaire d'*A. melanopogon*, de *C. cetti* et de *P. biarmicus* sont relativement proches. Chez les quatre espèces la dominance d'Arachnida et d'Insecta consommés est très marquée par rapport aux autres classes. Contrairement, le Bruant des roseaux à moins d'attrance pour les insectes qui composent moins de 45% des prélèvements. Parmi les insectes, les quatre espèces d'oiseaux se nourrissent principalement de diptères incluant la famille la plus fréquente ; les chironomidés et le genre, Chironomus.

Les Malacostraca sont présents dans environs 30% des fientes des trois premières espèces d'oiseaux et sont absentes chez le Bruant des roseaux. Les gastéropodes se trouvent en plus grande proportions chez la Panure à moustache ainsi que chez le Bruant des roseaux, tous les deux ayant un bec plus gros que les autres espèces.

Parmi les 235 genres identifiés dans les fèces des quatre espèces d'oiseaux, sept ont été consommés à la fois par *A. melanopogon*, *C. cetti*, *E. schoeniclus* et *P. biarmicus* (rouge) (Tableau 9).

Il est à noter que seuls les genres Chironomus et Glyptotendipes ont été identifiés chez les quatre espèces mais également chez les deux sous espèces de Bruant des roseaux (*E. s. schoeniclus* et *E. s. witherbyi*) (**gras**). Vingt autres genres ont été retrouvés chez trois espèces d'oiseaux (orange). On constate que tous les genres (orange) sont consommés par *A. melanopogon* dont 14 sont partagés avec *C. Cetti* et *P. biarmicus* contre 8 avec *E. schoeniclus*. Si on compare les deux sous-espèces de Bruant des roseaux, on peut mettre en évidence une consommation très différente de proies. Aucun genre de proies (excepté Chironomus et Glyptotendipes) n'a été

mis en commun entre ces deux sous-espèces pour ces 29 genres (Tableau 9).

Classe	Genre	<i>A.melanopogon</i>	<i>C.Cetti</i>	<i>P.biarmicus</i>	<i>E. schoeniclus</i>	
					<i>E. s. schoeniclus</i>	<i>E. s. witherbyi</i>
Insecta	Chironomus	10.7%	10.2%	14.6%	20.0%	10.7%
Arachnida	Clubiona	0.4%	0.8%	2.5%		10.7%
Insecta	Contacyphon	3.8%	3.2%	3.0%	2.8%	
Insecta	Glyptotendipes	0.4%	0.4%	3.0%	2.7%	3.6%
Insecta	Mythimna	0.4%	2.0%	2.0%		10.7%
Arachnida	Pirata	3.8%	1.6%	2.0%	2.9%	
Arachnida	Tyrophagus	0.4%	0.4%	0.5%	2.9%	
Insecta	Bembidion	1.9%	0.9%	1.0%		
Insecta	Cricotopus	3.5%	3.2%	3.0%		
Insecta	Delphacodes	1.5%	1.8%		2.9%	
Insecta	Ectopsocus	1.5%	2.4%	1.0%		
Insecta	Enochrus	3.5%	0.8%	6.0%		
Insecta	Ephydra	0.8%	0.4%	0.5%		
Insecta	Eristalinus	0.8%	0.4%	5.0%		
Malacostraca	Gammarus	1.2%	1.2%	1.5%		
Arachnida	Gnathonarium	0.8 %	2.0%	0.5%		
Insecta	Ischnura	0.8%	1.6%	0.5%		
Collembola	Isotomurus	1.9%	3.5	0.5%		
Arachnida	Ixodes	3.1%		3.5%		7.1%
Malacostraca	Lekanesphaera	1.9%	2.6%	9.1%		
Insecta	Limnophilus	1.2%		2.9%	1.5%	
Gasteropoda	Mercuria	1.2%		2.9%	0.5%	
Arachnida	Microlinyphia	0.4%	0.4%	1.5%		
Malacostraca	Orchestia	1.5%	2.0%	1.5%		
Insecta	Pelosia	0.4%	0.4%			3.6%
Insecta	Plodia	0.4%	0.4%		2.9%	
Insecta	Stilbus	0.4%	1.2%	0.5%		
Insecta	Symplecta	1.5%		0.5%	5.7%	
Insecta	Tabanus	0.4 %	0.8%			3.6%

Tableau 9: Pourcentage des genres de proies consommées par minimum trois espèces d'oiseaux sur une année

Le tableau 16 de l'annexe 3 reprend le pourcentage de tous les genres consommés par espèce d'oiseaux sur une année. 35 genres ont été analysés dans les fientes du Bruant des roseaux. La différence alimentaire entre les deux sous-espèces est très marquée. Seul un genre s'ajoute (en plus des deux précédents) ; Cochlicella, un petit escargot terrestre. Les proies les plus consommées sont Chironomus. Le Bruant des roseaux à gros bec consomme beaucoup de pucerons (Acyrtosiphon), d'araignées (Clubiona, Larinia) de fourmis (Myrmica), de tiques (Ixodes) et de papillons (Leucania, Mythimna). Contrairement, le Bruant de roseaux à petit bec consomme d'autre genre d'araignées (Nesticella, Xysticus), de papillon (Noctua) et de tipule (Symplecta). Ces variations peuvent être liées aux saisons, le bruant des roseaux à petit bec étant présent qu'une partie de l'année, il n'aura pas accès à certaines proies. La variation de la taille du bec peut également être un facteur de choix. Le gros bec aura plus facilement accès à

certaines endroits et à différents types de proies (carapace, plus grosse proie, ...) qu'un bec plus fin.

d. 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 20, 21, 22 et 23 de l'annexe 4. 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 20 à 23 mettent en évidence un changement d'alimentation entre l'automne/hiver et le printemps/été.

Au printemps, *A. melanopogon* s'alimente en plus grande quantité de diptères et d'araignées aux trois saisons. Elle s'alimente davantage de coléoptères, en hiver et en été. Elle consomme également une quantité de tiques non négligeable en été. La diversité de proies est plus grande en hiver (6.57 ± 3.7), mais elles se retrouvent en plus petite quantité dans les fientes. Cela peut être lié à la disponibilité alimentaire qui est réduite durant cette saison, elle doit donc avoir une alimentation moins stricte.

Concernant *C. cetti*, elle consomme en grande quantité aux quatre saisons principalement des diptères. Au printemps et en hiver, elle consomme davantage des coléoptères et hémiptères. En été, elle se tourne plus vers les araignées et les lépidoptères. Elle a une diversité en proie plus élevée au printemps (8 ± 3.6), ce qui est notamment dû au faible échantillonnage à cette saison ($n=2$).

Chez *P. biarmicus*, l'automne, été et hiver sont caractérisés par une grande consommation en Diptères. Elle s'alimente également de coléoptères et d'araignées en hiver et en été. Elle a, tout comme la Lusciniole à moustaches, une diversité en proies plus élevée en hiver (6.4 ± 40.2)

E. schoeniclus a un régime alimentaire moins diversifié, l'été étant la saison avec le nombre de proies le plus élevé (4 ± 3.5). Il consomme au printemps, été et hiver une grande quantité de diptères, s'ajoute les hémiptères en été et à l'automne.

La présence d'Odonata (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 exclusivement 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 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.

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.

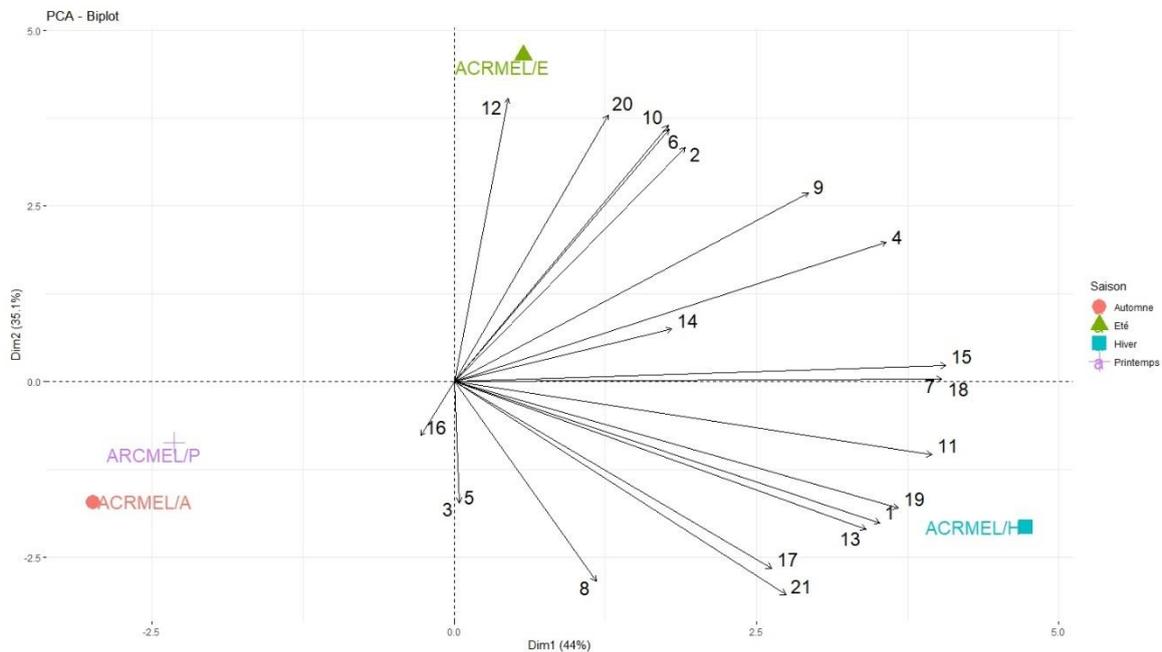


Figure 12: Analyse en composantes principales - Biplot des proies (ordres) de la Lusciniole à moustaches en fonction des saisons

Légende		11	Isopoda
1	Amphipoda	12	Ixodida
2	Araneae	13	Lepidoptera
3	Calanoida	14	Littorinimorpha
4	Coleoptera	15	Odonata
5	Diplostraca	16	Opiliones
6	Diptera	17	Ploima
7	Entomobryomorpha	18	psocodea
8	Flosculariaceae	19	Rhabditida
9	Hemiptera	20	Sarcoptiformes
10	Hymenoptera	21	Trichoptera

On constate chez *A. melanopogon*, qu'aucun ordre particulier n'expliquerait son alimentation à l'automne et au printemps. Mais ce résultat doit être interprété avec précaution car il est lié à un

échantillonnage très faible pour ces saisons. En hiver, elle consommera davantage est d'Isopoda et Amphipoda (crustacés), Rhabditida (nématode) et Lepidoptera. En été, son régime est principalement influencé par Ixodida (tique), Diptera, Hymenoptera, Araneae et Sarcoptiformes (acarien) (Figure 12).

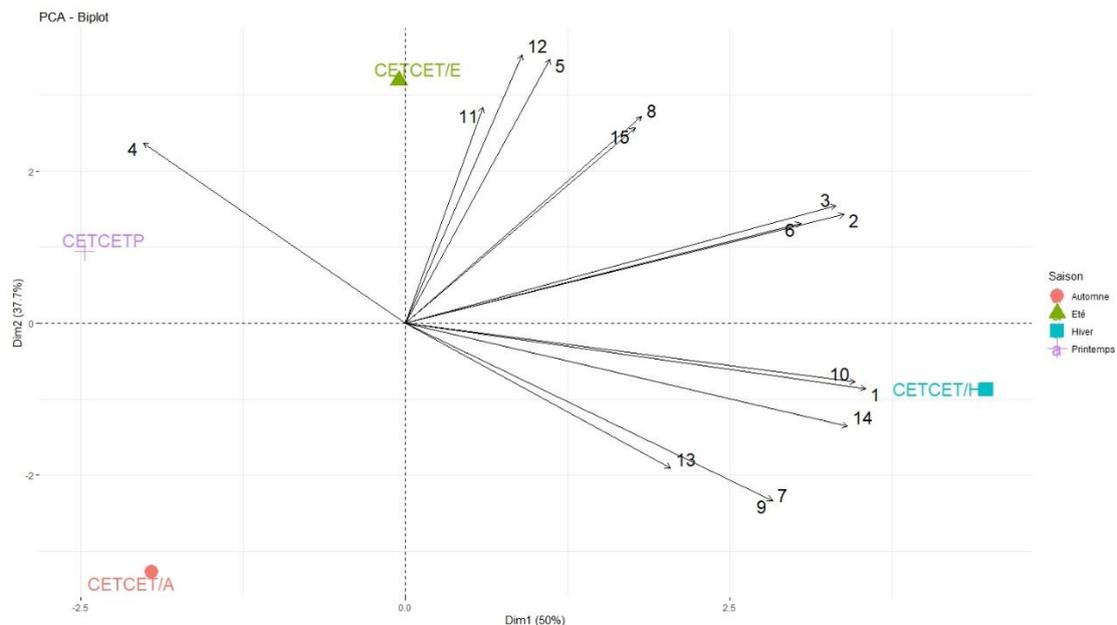


Figure 13: Analyse en composante principale – Biplot des proies (ordres) de la Bouscarle de Cetti en fonction des saisons

Légende		8	Hemiptera
1	Amphipoda	9	Hymenoptera
2	Araneae	10	Isopoda
3	Coleoptera	11	Lepidoptera
4	Diplostraca	12	Odonata
5	Diptera	13	Ploima
6	Entomobryomorpha	14	Psocodea
7	Flosculariaceae	15	Stylommatophora

Aucun ordre n'expliquerait l'alimentation de *C. cetti* en automne. Au printemps, elle consommerait davantage de Diplostraca (crustacé). En hiver, elle serait influencée par les ordres Isopoda et Amphipoda (crustacé) et Psocodea (insecte) et en été elle consommerait davantage de lépidoptères, odonates et diptères (Figure 13).

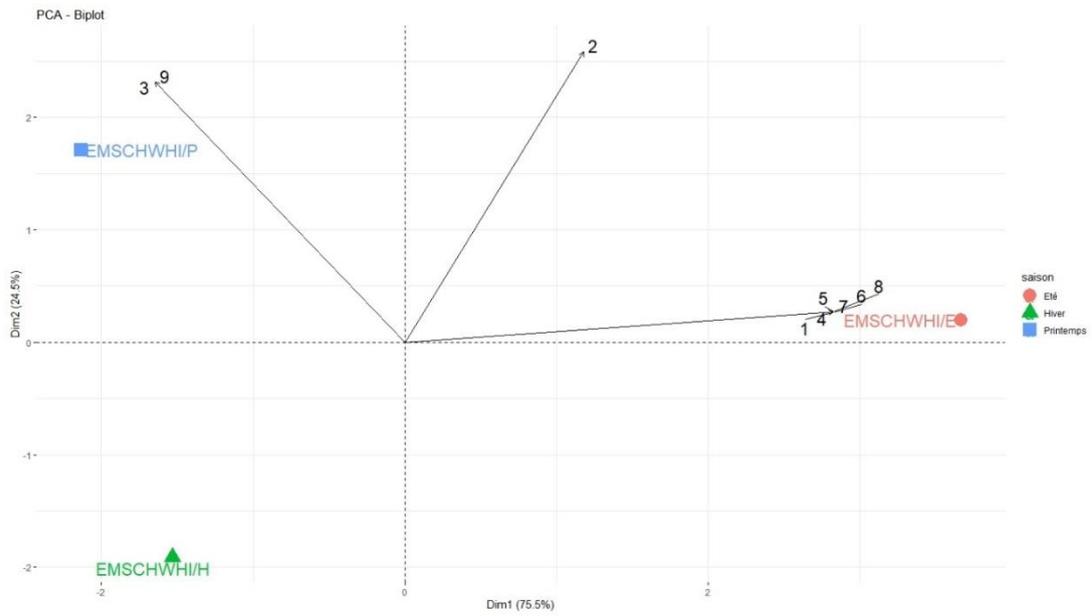


Figure 14: Analyse en composantes principales – Biplot des proies (ordres) du Bruant des roseaux à gros bec en fonction des saisons

Légende		5	Hymenoptera
1	Araneae	6	Ixodida
2	Diptera	7	Lepidoptera
3	Entomobryomorpha	8	Stylommatophora
4	Hemiptera	9	Symphyleona

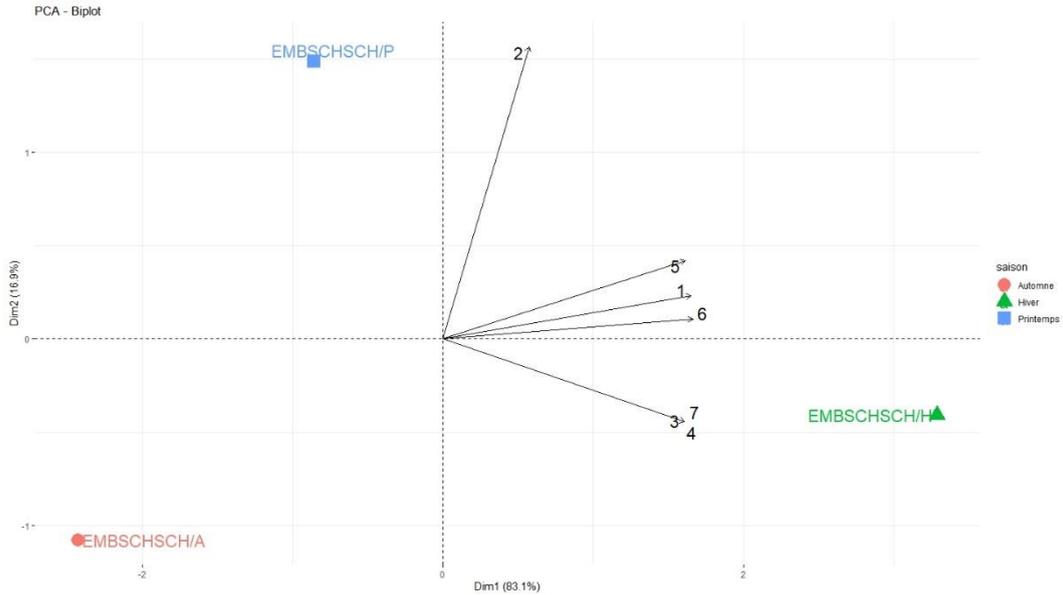


Figure 15: Analyse en composantes principales - Biplot des proies (ordres) du Bruant des roseaux à petit bec

Légende		4	Hymenoptera
1	Araneae	5	Lepidoptera
2	Diptera	6	Sarcoptiformes
3	Hemiptera	7	Stylommatophora

Concernant *E.s.schoenichlus*, aucun ordre particulier n'expliquerait son alimentation en automne et au printemps (Figure 15). Alors qu'en hiver, il consommerait Hemiptera, Hymenoptera et Stylomatophora (escargot terrestre). Contrairement à *E.s.witherbyi*, dont aucun ordre n'expliquerait sa consommation en hiver. Il aurait tendance au printemps à se nourrir d'Entomobryomorpha et Symphypleona (collembole) (Figure 14). Pour l'été, aucun prélèvement n'a été fait sur le Bruant des roseaux à petit bec, alors que le Bruant des roseaux à gros bec favoriserait Ixodida (tique), Stylommatophora (escargot terrestre), hymenoptera, hemiptera et Araneae.

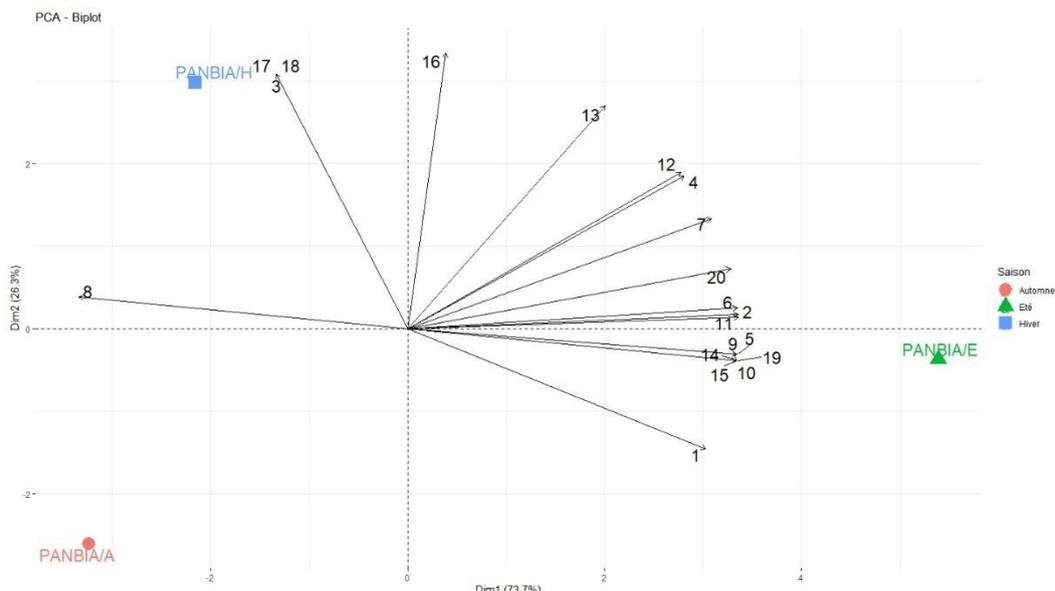


Figure 16: Analyse en composantes principales - Biplot des proies (ordres) de la Panure à moustaches en fonction des saisons

Légende		11	Lepidoptera
1	Amphipoda	12	Littorinomorpha
2	Araneae	13	Odonata
3	Basommatophora	14	Opiliones
4	Coleoptera	15	Podocopida
5	Diptera	16	Psocodea
6	Entomobryomorpha	17	Pteropoda
7	Hemiptera	18	Pulmonata
8	Hymenoptera	19	Sarcoptiformes
9	Isopoda	20	Trichoptera
10	Ixodida		

Concernant *P.biarmicus* son alimentation en été serait principalement composé de Sarcoptiformes (collembole), Diptera, Isopoda, Ixodida, Opiliones et Podocopida. Ce dernier est un crustacé de très petite taille et pourrait être consommée de manière non volontaire via l'eau consommée. En hiver, elle se tournera davantage vers Basommatophora (escargot d'eau douce), Pteropoda (mollusque de petite taille consommé de manière involontaire via l'eau) et Pulmonata (escargot terrestre). (Figure 16).

Le manque d'informations sur les quatre espèces en automne est lié à un échantillonnage plus faible à cette période, il serait intéressant d'augmenter le nombre d'échantillon afin de confirmer ces analyses.

e. Utilisation par les proies des strates de roselière en fonction des espèces et des saisons (automne, hiver et printemps)

Les graphes 24 à 33 de l'annexe 5 illustrent la répartition des proies (espèces) consommées dans la roselière par espèce d'oiseau et par saison.

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 réduit 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 semble 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%).

f. Analyse de l'ADN contenue dans l'eau

1. Chordés/Estagnol

Les noms en rouges sont des taxons analysés mais non présents en France souvent accompagné du taxons analysé et présent en France ou du taxon présent en France mais non analysé (noté entre parenthèses)

Été Estagnol	Printemps Estagnol	Hiver Estagnol
<i>Gambusia holbrooki</i>	<i>Alburnus scoranza</i>	<i>Cygnus olor</i>
<i>Mus musculus</i>	<i>Anas platyrhynchos</i> / <i>poecilorhyncha</i>	<i>Fulica atra</i>
<i>Myocastor coypus</i>	<i>Fulica atra</i>	<i>Myocastor coypus</i>
<i>Rattus norvegicus</i> / <i>losea</i>	<i>Gambusia holbrooki</i>	<i>Sus scrofa</i>
	<i>Hyla meridionalis</i>	<i>Tachybaptus ruficollis</i>
	<i>Mus musculus</i>	<i>Oryctolagus cuniculus</i>
	<i>Myocastor coypus</i>	<i>Rattus norvegicus</i>

2. Chordés/Tour Carbonnière

Eté Tour Carbonnière	Printemps Tour Carbonnière	Hiver Tour Carbonnière	Automne Tour Carbonnière
<i>Acrossocheilus kreyenbergii</i>	<i>Acrossocheilus kreyenbergii</i>	<i>Ameiurus melas</i>	<i>Ardea cinerea</i>
<i>Alburnus scoranza</i>	<i>Alburnus scoranza</i>	<i>Ameiurus nebulosus</i>	<i>Carassius auratus</i>
<i>Anguilla anguilla</i> / <i>A. rostrata</i>	<i>Anas platyrhynchos</i> / <i>A. poecilorhyncha</i>	<i>Anas platyrhynchos</i>	<i>Chelon ramada</i>
<i>Carassius auratus</i>	<i>Carassius auratus</i>	<i>Carassius auratus</i>	<i>Cyprinus carpio</i>
<i>Chelon ramada</i>	<i>Cyprinus acutidorsalis</i>	<i>Cyprinus carpio</i>	<i>Fulica atra</i>
<i>Cyprinus acutidorsalis</i>	<i>Cyprinus carpio</i>	<i>Fulica atra</i>	<i>Gambusia holbrooki</i>
<i>Cyprinus carpio</i>	<i>Fulica atra</i>	<i>Gallus gallus</i>	<i>Myocastor coypus</i>
<i>Gallinula chloropus</i>	<i>Gambusia holbrooki</i>	<i>Gambusia holbrooki</i>	<i>Pelophylax perezi</i>
<i>Gambusia holbrooki</i>	<i>Myocastor coypus</i>	<i>Myocastor coypus</i>	<i>Phalacrocorax carbo</i> / <i>P. capillatus</i>
<i>Gobio gobio</i> / <i>G. bulgaricus</i>	<i>Pomatoschistus microps</i>	<i>Phalacrocorax carbo</i>	<i>Pseudorasbora parva</i>
<i>Gobio kovatschevi</i>	<i>Pseudorasbora parva</i>	<i>Porphyrio porphyrio</i>	
<i>Myocastor coypus</i>		<i>Pseudorasbora parva</i>	
<i>Platalea leucorodia</i>			
<i>Pseudorasbora parva</i>			
<i>Silurus glanis</i>			
<i>Tachybaptus ruficollis</i>			

3. Chordés/Vagaran/Boulas

Eté Vagaran/Boulas	Printemps Vagaran/Boulas	Hiver Vagaran/Boulas
<i>Alburnus scoranza</i>	<i>Alburnus scoranza</i>	<i>Fulica atra</i>
<i>Chroicocephalus brunnicephalus</i> / <i>Chroicocephalus bulleri</i> (<i>C. ridibundus</i>)	<i>Anguilla anguilla</i> / <i>A. rostrata</i>	<i>Myocastor coypus</i>
	<i>Bubulcus ibis</i>	<i>Sus scrofa</i>
<i>Columba palumbus</i>	<i>Carassius auratus</i>	
<i>Corvus corone</i> / <i>C. cornix</i>	<i>Cygnus olor</i>	
<i>Egretta garzetta</i>	<i>Cyprinus acutidorsalis</i>	
<i>Gallinula chloropus</i>	<i>Cyprinus carpio</i>	
<i>Gambusia holbrooki</i>	<i>Fulica atra</i>	
<i>Himantopus himantopus</i>	<i>Gallinula chloropus</i>	
<i>Myocastor coypus</i>	<i>Hyla meridionalis</i>	
<i>Phoenicopterus roseus</i>	<i>Myocastor coypus</i>	
<i>Sturnus vulgaris</i> / <i>S. unicolor</i>	<i>Netta rufina</i>	
<i>Sus scrofa</i>	<i>Porphyrio porphyrio</i>	
	<i>Sus scrofa</i>	

Diversité α	Hiver	Printemps	Eté	Automne
Estagnol	7	7	4	/
Tour Carbonnière	12	11	16	10
Vagaran- Boulas	3	14	12	/

De manière générale, on constate que la richesse spécifique² est plus élevée en été sur tous les sites sauf l'Estagnol, cela est notamment dû à la présence d'eau qui a fortement diminuée, limitant les zones de prélèvements ainsi que la présence de vertébrés. Elle est plus faible en hiver notamment sur le Vagaran/Boulas et en Automne à la Tour Carbonnière. Toutes saisons confondues, la tour Carbonnière à la plus grande diversité d'espèce, avec 26 espèces recensée au total, contre 25 espèces au Vagaran/Boulas et 12 espèces à l'Estagnol.

Indice de Sorenson

Chordés	Estagnol/Tour Carbonnière	Tour Carbonnière/Vagaran-Boulas	Estagnol/Vagaran-Boulas
Hiver	0.21	0.27	0.60
Printemps	0.56	0.48	0.38
Eté	0.30	0.30	0.27

L'indice de Sorenson, varie entre 0, aucune espèce commune entre deux communautés à 1, toutes les espèces sont communes aux deux communautés. On constate que l'Estagnol et le Vagaran/Boulas sont des sites partageant le plus d'espèces en hiver, alors qu'ils sont relativement différents en été. Cela peut s'expliquer par la faible présence d'espèce sur le Vagaran/Boulas en Hiver et l'Estagnol en été. De même pour l'Estagnol et la Tour Carbonnière au printemps dont l'indice montre une certaine similitude entre les deux sites.

4. Non chordés/Estagnol

Hiver Estagnol	Printemps Estagnol	Eté Estagnol
<i>Acanthocyclops americanus</i>	<i>Acanthocyclops americanus</i>	<i>Acanthocyclops americanus</i>
<i>Cyclops abyssorum</i>	<i>Asellus aquaticus</i>	<i>Bosmina longirostris</i>
<i>Daphnia longispina</i>	<i>Bosmina longirostris</i>	<i>Brachionus ibericus</i>
<i>Eucypris virens</i>	<i>Brachionus ibericus</i>	<i>Brachionus plicatilis</i>
<i>Psectrocladius limbatellus</i>	<i>Brachionus plicatilis</i>	<i>Cloeon dipterum</i>
<i>Psectrocladius schliezni</i>	<i>Chaetonotus aemilianus</i>	<i>Corynoneura carriana</i>
<i>Sarscypridopsis aculeata</i>	<i>Chaetonotus borealis</i>	<i>Culicoides sahariensis</i>
	<i>Chaetonotus hornsundi</i>	<i>Daphnia longispina</i>
	<i>Chaetonotus persimilis</i>	<i>Eucyclops serrulatus</i>
	<i>Chironomus aprilius</i>	<i>Heterocypris salina</i>

² Les noms en rouges n'ont pas été repris dans le calcul de l'indice de richesse spécifique et l'indice de Sorenson

<i>Cloeon dipterum</i>	<i>Keratella cochlearis</i>
<i>Contacyphon laevipennis</i>	<i>Philodina megalotrocha</i>
<i>Corynoneura carriana</i>	<i>Physella acuta</i>
<i>Cricotopus caducus</i>	<i>Polyarthra dolichoptera</i>
<i>Cricotopus sylvestris</i>	<i>Thermocyclops oithonoides</i>
<i>Cypridopsis vidua</i>	<i>Tyrophagus putrescentiae</i>
<i>Daphnia cucullata</i>	
<i>Daphnia longispina</i>	
<i>Daphnia magna</i>	
<i>Erythromma viridulum</i>	
<i>Eucyclops serrulatus</i>	
<i>Heterocypris salina</i>	
<i>Ischnura elegans</i>	
<i>Keratella cochlearis</i>	
<i>Lacania oleracea</i>	
<i>Mesocyclops leuckarti</i>	
<i>Mythimna straminea</i>	
<i>Nais elinguis</i>	
<i>Physella acuta</i>	
<i>Plea minutissima</i>	
<i>Polyarthra dolichoptera</i>	
<i>Polyarthra vulgaris</i>	
<i>Proasellus coxalis</i>	
<i>Procambarus alleni</i>	
<i>Procambarus clarkii</i>	
<i>Psectrocladius platypus</i>	
<i>Psectrocladius schliezi</i>	
<i>Sarsocypris aculeata</i>	
<i>Scymnus limbatus</i>	
<i>Sigara stagnalis</i>	
<i>Simocephalus vetulus</i>	
<i>Sympetma fusca</i>	
<i>Sympetrum striolatum</i>	
<i>Tanytarsus brundini</i>	

5. Non chordés/Tour Carbonnière

Hiver Tour carbonnière	Printemps Tour carbonnière	Eté Tour carbonnière
<i>Acanthocyclops americanus</i>	<i>Acanthocyclops americanus</i>	<i>Acanthocyclops americanus</i>
<i>Brachionus plicatilis</i>	<i>Brachionus ibericus</i>	<i>Brachionus ibericus</i>
<i>Chironomus aprilinus</i>	<i>Brachionus plicatilis</i>	<i>Brachionus plicatilis</i>
<i>Gammarus aequicauda</i>	<i>Chironomus aprilinus</i>	<i>Brachionus rotundiformis</i>
<i>Gammarus tigrinus</i>	<i>Cloeon dipterum</i>	<i>Brachionus urceolaris</i>
<i>Nais elinguis</i>	<i>Coelambus impressopunctatus</i>	<i>Cloeon dipterum</i>
<i>Synchaeta cecilia</i>	<i>Corynoneura carriana</i>	<i>Corynoneura carriana</i>
<i>Testudinella clypeata</i>	<i>Cypridopsis vidua</i>	<i>Eristalinus aeneus</i>
	<i>Eucyclops serrulatus</i>	<i>Eucyclops serrulatus</i>
	<i>Heterocypris salina</i>	<i>Gammarus aequicauda</i>

<i>Keratella cochlearis</i>	<i>Heterocypris salina</i>
<i>Lekanesphaera hookeri</i>	<i>Keratella cochlearis</i>
<i>Lekanesphaera rugicauda</i>	<i>Lekanesphaera hookeri</i>
<i>Nais elinguis</i>	<i>Lekanesphaera rugicauda</i>
<i>Simocephalus vetulus</i>	<i>Mercuria emiliana</i>
<i>Testudinella clypeata</i>	<i>Pleuroxus varidentatus</i>
	<i>Scymnus limbatus</i>
	<i>Sigara stagnalis</i>
	<i>Simocephalus vetulus</i>

6. Non chordés/Vagaran/Boulas

Hiver Vagaran/Boulas	Printemps Vagaran/Boulas	Été Vagaran/Boulas
<i>Acanthocyclops americanus</i>	<i>Acanthocyclops americanus</i>	<i>Acanthocyclops americanus</i>
<i>Agabus conspersus</i>	<i>Acricotopus lacustris</i>	<i>Brachionus ibericus</i>
<i>Chaetonotus aemilianus</i>	<i>Acricotopus lucens</i>	<i>Brachionus plicatilis</i>
<i>Chaetonotus hornsundi</i>	<i>Aeolothrips ericae</i>	<i>Brachionus urceolaris</i>
<i>Chaetonotus jaceki</i>	<i>Asellus aquaticus</i>	<i>Cafius xantholoma</i>
<i>Cloeon dipterum</i>	<i>Baikalospongia intermedia</i>	<i>Chaetonotus hornsundi</i>
<i>Colymbetes fuscus</i>	<i>Baikalospongia martinsoni</i>	<i>Chironomus aprilinus</i>
<i>Cricotopus ornatus</i>	<i>Bosmina longirostris</i>	<i>Chironomus plumosus</i>
<i>Cyclops abyssorum</i>	<i>Brachionus ibericus</i>	<i>Cloeon dipterum</i>
<i>Cyclops strenuus</i>	<i>Brachionus plicatilis</i>	<i>Corynoneura carriana</i>
<i>Floscularia melicerta</i>	<i>Chaetonotus aemilianus</i>	<i>Cricotopus intersectus</i>
<i>Hybomitra lurida</i>	<i>Chaetonotus hornsundi</i>	<i>Daphnia galeata</i>
<i>Ichthydium squamigerum</i>	<i>Chironomus aprilinus</i>	<i>Dero obtusa</i>
<i>Limnophilus affinis</i>	<i>Cloeon dipterum</i>	<i>Ectopsocus meridionalis</i>
<i>Limnoxenus niger</i>	<i>Corynoneura carriana</i>	<i>Eucyclops serrulatus</i>
<i>Nepa cinerea</i>	<i>Cyclops strenuus</i>	<i>Gammarus aequicauda</i>
<i>Piona variabilis</i>	<i>Daphnia longispina</i>	<i>Heterocypris salina</i>
	<i>Daphnia magna</i>	<i>Ischnura elegans</i>
	<i>Enochrus ater</i>	<i>Keratella cochlearis</i>
	<i>Eucyclops serrulatus</i>	<i>Philodina megalotrocha</i>
	<i>Gammarus aequicauda</i>	<i>Physella acuta</i>
	<i>Heterocypris salina</i>	<i>Polyarthra dolichoptera</i>
	<i>Hydra viridissima</i>	<i>Procambarus clarkii</i>
	<i>Ischnura elegans</i>	<i>Simocephalus vetulus</i>
	<i>Keratella cochlearis</i>	<i>Thermocyclops oithonoides</i>
	<i>Lumbriculus variegatu</i>	<i>Trochoidea elegans</i>
	<i>Mesocyclops leuckarti</i>	
	<i>Oodes gracilis</i>	
	<i>Philodina megalotrocha</i>	
	<i>Physella acuta</i>	
	<i>Polyarthra dolichoptera</i>	
	<i>Procambarus achoreus</i>	
	<i>Procambarus clarkii</i>	
	<i>Psectrocladius limbatellus</i>	
	<i>Psectrocladius platypus</i>	
	<i>Psectrocladius schlienzi</i>	

Rotaria rotatoria
Scymnus limbatus
Sigara stagnalis
Simocephalus vetulus
Thermocyclops oithonoides

Indice de Diversité α

Diversité α	Hiver	Printemps	Été	Automne
Estagnol	7	44	16	/
Tour Carbonnière	7	16	19	10
Vagaran-Boulas	8	41	26	/

On constate qu'il existe un écart prononcé entre la Tour Carbonnière qui compte un maximum de 19 espèces et les deux autres sites qui en comptent plus de 40. La richesse spécifique en invertébrés est plus élevée au printemps pour l'Estagnol et le Vagaran/Boulas, alors qu'elle l'est en été pour la Tour Carbonnière. Celle-ci diminue fortement en hiver sur les trois sites avec moins de 10 espèces recensées.

Indice de Sorenson

Non Chordés	Estagnol/Tour Carbonnière	Tour Carbonnière/Vagaran-Boulas	Estagnol/Vagaran-Boulas
Hiver	0.14	0.17	0.08
Printemps	0.23	0.21	0.33
Été	0.46	0.29	0.40

L'Estagnol à un indice de similarité plus élevé avec la Tour Carbonnière ainsi que le Vagaran/Boulas en été. Il diminue fortement pour les autres saisons, mettant en évidence une différence entre les sites. Cela peut être dû aux différentes gestions qui y sont appliquées.

IMPORTANT

Ces analyses d'eau ont permis de mettre en évidence *Mercuria emiliana*, un gastéropode qui affectionne les sources et résurgence de l'Aude et des Pyrénées-Orientales, espèce qui n'est pas connue du littoral méditerranéen. Il est également repris dans les analyses de fientes, cinq individus de trois espèces différentes (Lusciniolle à moustaches, Panure à moustaches et Bruant de roseaux) en ont consommé durant les quatre saisons.

g. Consommation de « moustiques »

Les moustiques sont des Culicidés de l'ordre des Diptères, très présents en zones humides et le long du littoral méditerranéen français. Un amalgame est souvent fait avec les Chironomidés, du même ordre, mais qui eux ne piquent pas !

On retrouve en France 61 espèces de moustiques (*Robert et al., 2019*), dont six apparaissent dans les analyses des échantillons comme si dessous :

	<i>A. melanopogon</i>						<i>C. Cetti</i>	<i>P. biarmicus</i>		
	1	2	3	4	5	6	1	1	2	3
<i>Aedes detritus</i>	E	E			E					
<i>Aedes dorsalis</i>		E	E			E		E		
<i>Culex modestus</i>									E	
<i>Culex pipiens</i>		E	E							E
<i>Culiseta annulata</i>							H			
<i>Culiseta subochrea</i>				E			H			

Figure 17: Espèces de moustiques consommés par le Lusciniole à moustaches, la Bouscarle de Cetti et la Panure à moustaches en été (E) et en hiver (H)

On constate donc que dix individus ont consommés des moustiques, principalement en été. On note malgré tout qu'une Bouscarle de Cetti a consommé du *Culiseta* sp. en hiver, probablement à l'état de larve.

L'échantillonnage en automne étant relativement faible, la consommation de moustique à cette période de l'année n'a pas pu être mise en évidence.

Il faut relever comme le montre le tableau n°9 p.34 que les genres *Chironomus* et *Glyptotendipes* sont essentiels dans l'alimentation de toutes les espèces de prédateurs étudiés.

La question se pose donc d'un éventuel impact sur l'ensemble de la chaîne alimentaire que pourrait induire le traitement par BTI (*Bacillus thuringiensis israelensis*) utilisé en démoustication actuellement. Une étude complémentaire incluant des prélèvements sur des sites traités et des sites non traités ainsi que des sites avant traitement puis après traitement permettrait d'obtenir certains éléments de réponse.

Discussion

Méthode et biais d'échantillonnage

Cette étude exploratoire a permis d'analyser 154 échantillons, dont 119 ont permis d'obtenir des informations sur le régime alimentaire. 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.

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 durant cinq 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, 19.1% ont été capturés mais n'ont pas déféqué dans le sac.

	MATIN		SOIR	
	0	1	0	1
ACRMEL	42,9%	57,1%	15,6%	84,4%
CETCET	20,0%	80,0%	0,0%	100,0%
EMBSCH	0,0%	100,0%		
EMBSCHSCH	33,3%	66,7%	24,1%	75,9%
EMBSCHWHI	37,5%	62,5%	16,7%	83,3%
PANBIA	23,5%	76,5%	33,3%	66,7%
	32,3%	67,7%	19,1%	80,9%

Tableau 10 : Pourcentage (%) de succès (1) et d'échec (0) des prélèvements récoltés le matin ou le soir

Au total, 67.7% des oiseaux déféquaient le matin contre 80.9% 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 restreint, diminuant ainsi le nombre de prélèvements.

Au total, seuls 23 prélèvements ont permis d'obtenir des informations sur le régime alimentaire des quatre espèces d'oiseaux étudiés à l'automne, contre 43 en hiver, 14 au printemps et 39 en été.

L'analyse des 119 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'informations 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. 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. La plupart du temps, cela est dû au fait que l'espèce effectivement présente dans la crotte ne se trouve pas répertoriée dans la base de données, dès lors, c'est l'espèce la plus proche génétiquement qui est choisie par l'algorithme.

Sujet d'étude

L'objectif de ce travail est d'étudier le régime alimentaire de quatre espèces d'oiseaux paludicoles sédentaires présents dans les roselières du littoral méditerranéen français en fonction des saisons. 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. 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

Au total, les analyses des fientes toutes espèces et saisons confondues ont permis de mettre en évidence **28 classes, 66 ordres, 172 familles, 235 genres et 245 espèces de proies différentes.**

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

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. Au total, 128 espèces proies ont été mis en évidence grâce aux analyses, son alimentation va varier entre les saisons, partant à la recherche d'arachnides, 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 de lépidoptères avec plus de 17 espèces analysées, d'araignées, d'hémiptères, de diptères tels que les chironomes et les moustiques (deux espèces analysées), de coléoptères, de larves d'insectes aquatiques, de collembolles et de crustacés au printemps et en été.

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

L'alimentation d'*A. melanopogon* est très variée, 115 espèces proies ont été détectées dans son alimentation, elle va consommer une grande quantité d'arachnides et d'insectes. Au printemps et en été, les proies prédominantes sont les Chironomidae tel que *Chironomus aprilius* ou *Chironomus plumosus* mais également les araignées tel que *Pirata piraticus* mais également

des tiques, des fourmis et des taons. Les analyses ont permis de mettre en évidence quatre espèces de lépidoptères et de culicidés (moustiques). Elle complètera son alimentation en se nourrissant de crustacés (*Orchestia gamarellus*), de collemboles, de gastéropodes et de trichoptères en hiver. A cette époque, elle peut occasionnellement se nourrir d'araignées, de diptères, d'invertébrés aquatiques, d'hémiptères et de larves d'odonates. Ces résultats sont semblables à ceux obtenus par Bussmann (1979) et Bibby (1982) dans le sud de la France.

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

La Panure à moustache a une alimentation moins variée que les deux espèces précédentes, avec 60 espèces proies différentes mises en évidence. Au printemps et en été, elle a une grande consommation en insectes, notamment en Chironomes. On retrouve également des Scirtidae (*Contacyphon laevipennis*) et des lépidoptères tel que *Mythimna straminea*. Elle se nourrit d'araignées tel que *Clubiona phragmitis* et *Pirata piraticus* ou encore de tiques. Occasionnellement elle consommera des Ostracoda ou encore des collemboles. On retrouve en automne et en hiver une consommation plus diversifiée. Elle préfère manger des hyménoptères en automne alors qu'elle se tournera davantage vers les malacostraca, les coléoptères, les crustacés et les gastéropodes dont cinq espèces ont été analysées en 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 du Bruant des roseaux.

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

La comparaison du régime alimentaire du Bruant des roseaux entre cette étude 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. L'analyse de l'alimentation entre les deux sous-espèces a permis de découvrir une consommation en proies très différentes. Leur régime varie entre les saisons, selon la disponibilité en proies. Malgré un échantillonnage élevé (n=29), on constate que le Bruant des roseaux a une alimentation beaucoup plus restreinte, seul 24 espèces proies ont été mis en évidence dans son régime

alimentaire. De manière général, il consommerait des araignées en plus grande quantité, contrairement aux trois autres espèces la consommation en insectes est fortement inférieure avec uniquement 44.8%, cependant, on y retrouve une grande consommation de chironomes tous comme les trois espèces précédentes. La mise en évidence d'orthoptères, de collemboles ou encore d'éphémères dans les publications scientifiques n'a pas pu être démontrée ici.

En comparant les deux sous-espèces, seul le genre *Chironomus*, *Glyptotendipes* et *Cochlicella* sont consommés en commun. Aucune autre similitude n'a été observée.

Le Bruant des roseaux à gros bec mange principalement des tiques, des pucerons et des fourmis. Les analyses ont montré huit espèces de papillons et une seule espèce de gastéropode. Contrairement à celles du Bruant des roseaux à petit bec, qui ont montré la consommation de quatre espèces de gastéropodes et également la consommation d'araignées et de tipules.

Chez les quatre espèces, et les deux sous espèces de Bruant des roseaux, les diptères sont présents en grande quantité dans les échantillons. Les chironomidae sont la famille la plus consommée (47.4% chez la Lusciniole à moustaches, 48.1% chez la Bouscarle de Cetti, 42.9% chez le Bruant des roseaux à gros bec, 18.2% chez le Bruant des roseaux à petit bec, 48% chez la Panure à moustaches).

Les araignées est le groupe taxonomique la plus retrouvé dans les échantillons, il existe deux types : celles vivant dans les inflorescences (*Larinioides cornutus* et *Clubiona phragmitis*) et celles vivants au sol. Seul le premier type sont consommé par les oiseaux.

Il est important de noter que les Ephydriidae, bien que moins présents, sont consommés par trois espèces sur les quatre (*C.cetti*, *A. melanopogon*, *P. biarmicus*). 75% des Coléoptères sont d'origine aquatique et sont consommés régulièrement par la Lusciniole à moustache, la Bouscarle de Cetti et la Panure à moustaches alors que le Bruant des roseaux en consomme peu. La présence des Scirtidae est surprenante dans les échantillons de chaque espèce étudiée. Elle compose une des seules familles (Scirtidae et Elateridae) de coléoptère identifié dans les fèces du Bruant des roseaux, de manière importante. Cette famille est pourtant peu représentée en France et n'est majoritairement pas recensée dans les quadrats à vue et les pièges Polytrap (installé par l'expert entomologiste). Contrairement aux Staphilinidae qui sont abondants dans la recherche de disponibilité alimentaire et qui n'est pourtant présent chez aucune des espèces.

Perspectives

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.

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 quatre saisons. Les premiers résultats sont concluants grâce à une méthode de prélèvements moins invasive et une méthode d'analyse moléculaire plus fiable que les méthodes traditionnellement utilisées. 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, mais également de comparer les différentes roselières entre elles suite aux modes de gestion différents. 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.

Nos sujets d'études sont cinq espèces et sous-espèce avec des becs très différents. L'hypothèse est évidemment que le régime alimentaire est une adaptation résultant de cette morphologie. Une piste à venir serait de quantifier/qualifier ces tailles/formes de bec.

Cette étude a mis en évidence une grande consommation en chironomes par les quatre espèces d'oiseaux, l'utilisation de BTI (*Bacillus thuringiensis israelensis*), nécessaire à l'élimination des moustiques, une étude ciblée pourrait mettre en évidence la présence ou l'absence d'un impact sur les invertébrés peuplent les roselières et donc sur l'alimentation des oiseaux.

L'analyse d'eau sur la Tour Carbonnière a permis de révéler la présence d'une espèce inconnue du littoral méditerranéen ; *Mercuria emiliana*. Cette espèce a été également été détectée aux quatre saisons dans les fientes de trois espèces d'oiseaux ; le Bruant des roseaux à petit bec, la Panure à moustaches, et la Lusciniole à moustaches. Il serait intéressant d'effectuer des recherches plus approfondies sur cette espèce afin de confirmer sa présence.

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.

Annexes

ANNEXE 1

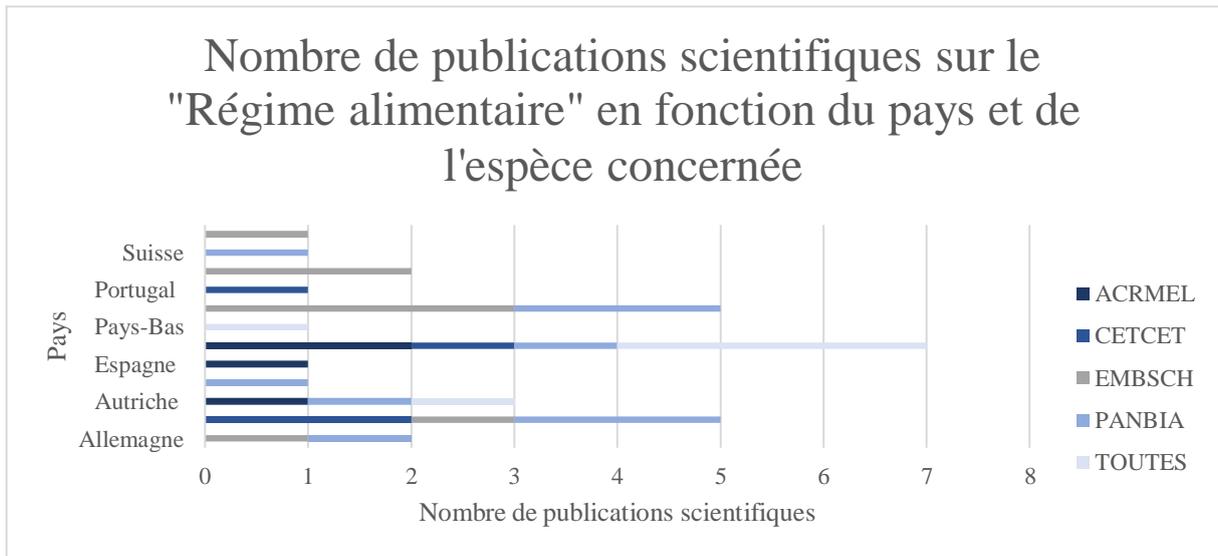


Figure 18: Nombre de publications scientifiques rédigées sur le "régimes alimentaire" en fonction du pays et de l'espèce concernée

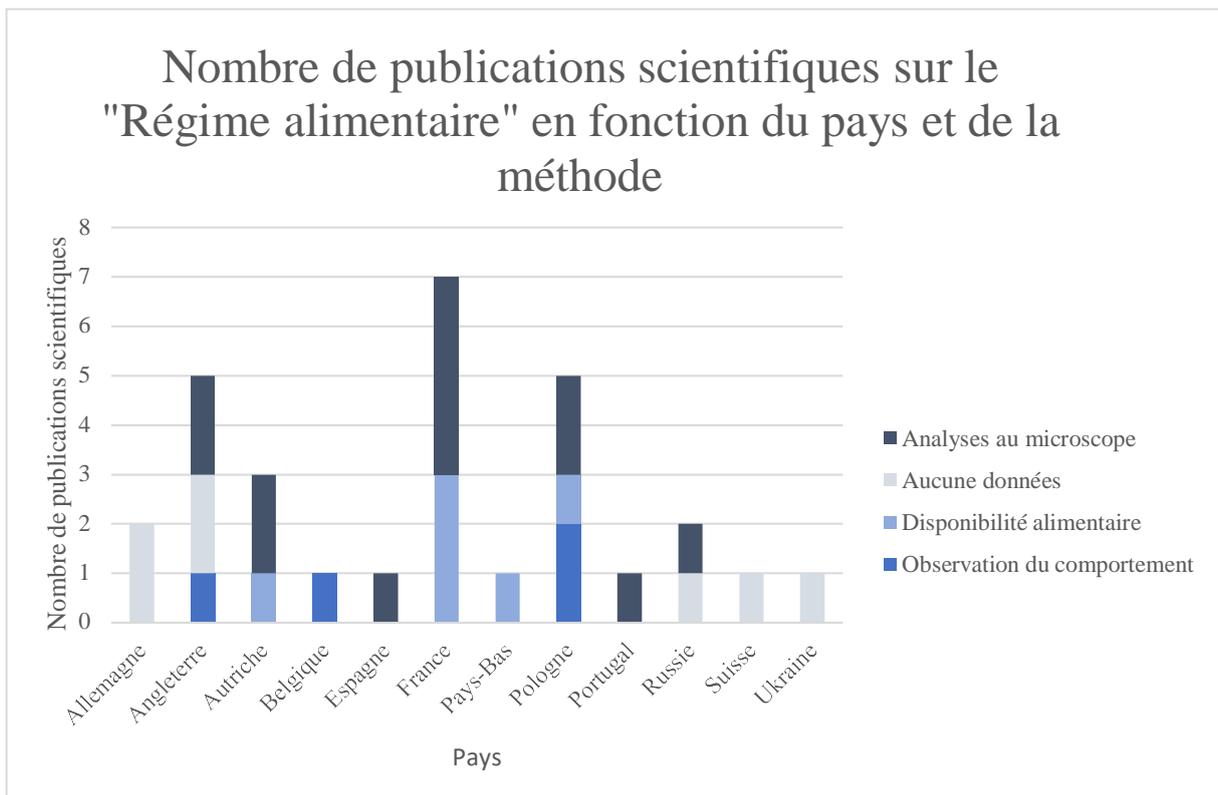


Figure 19 : Nombre de publications scientifiques sur le "régime alimentaire" en fonction du pays et de la méthode

ANNEXE 2

Régime alimentaire d'*A. melanopogon*

Classe	FO(%)	Ordre	FO(%)	Famille	FO(%)	Genre	FO(%)	Espèce	FO(%)		
Arachnida	76,3%	Araneae	39,5%	Lycosidae	26,3%	Pirata	26,3%	Pirata piraticus	26,3%		
				Araneidae	7,9%	Larinia	5,3%	Larinia bonneti	5,3%		
						Larinioides	2,6%	Larinioides cornutus	2,6%		
						Linyphiidae	7,9%	Gnathonarium	5,3%	Gnathonarium dentatum	5,3%
						Theridiidae	5,3%	Enoplognatha	5,3%	NA	5,3%
						Clubionidae	2,6%	Clubiona	2,6%	Clubiona phragmitis	2,6%
						Cyrtoucheniidae	2,6%	NA	2,6%	NA	2,6%
								Microlinyphia	2,6%	Microlinyphia impigra	2,6%
								Tenuiphantes	2,6%	Tenuiphantes tenuis	2,6%
								NA	21,1%	NA	21,1%
				Ixodida	21,1%	Ixodidae	21,1%	Ixodes	21,1%	Ixodes ricinus	21,1%
				Opiliones	13,2%	Trianenonychidae	7,9%	Karamea	7,9%	Karamea lobata	7,9%
								Soerensenella	7,9%	NA	7,9%
						Paranonychidae	2,6%	Sclerobunus	2,6%	Sclerobunus nondimorphicus	2,6%
						NA	2,6%	NA	2,6%	NA	2,6%
				Sarcoptiformes	10,5%	Acaridae	2,6%	Tyrophagus	2,6%	Tyrophagus putrescentiae	2,6%
						Carabodidae	2,6%	NA	2,6%	NA	2,6%
				Terpnacaridae	2,6%	NA	2,6%	NA	2,6%		
				NA	5,3%	NA	5,3%	NA	5,3%		
		NA	28,9%	NA	28,9%	NA	28,9%	NA	28,9%		
Insecta	73,7%	Diptera	63,2%	Chironomidae	47,4%	Chironomus	44,7%	Chironomus aprilinus	28,9%		
								Chironomus plumosus	15,8%		
								Chironomus pseudothummi	2,6%		
								Chironomus riparius	2,6%		
								NA	15,8%		
						Cricotopus	13,2%	Cricotopus ornatus	7,9%		
								Criconema crotaloides	2,6%		
								Cricotopus annulator	2,6%		
								Cricotopus caducus	2,6%		
								Cricotopus sylvestris	2,6%		
								NA	5,3%		

		Psectrocladius	13,2%	Psectrocladius platypus	7,9%
				Psectrocladius schlienzi	5,3%
				NA	2,6%
		Acricotopus	7,9%	Acricotopus lucens	7,9%
		Limnophyes	7,9%	NA	7,9%
		Corynoneura	5,3%	Corynoneura scutellata	2,6%
				NA	2,6%
		Paratanytarsus	2,6%	Paratanytarsus grimmii	2,6%
		Procladius	2,6%	Procladius choreus	2,6%
		Glyptotendipes	2,6%	Glyptotendipes barbipes	2,6%
		Xenopelopia	2,6%	Xenopelopia nigricans	2,6%
		NA	2,6%	NA	2,6%
Culicidae	15,8%	Aedes	13,2%	Aedes detritus	7,9%
				Aedes dorsalis	7,9%
		Culex	5,3%	Culex pipiens	5,3%
				NA	2,6%
Ephydriidae	13,2%	Ephydra	5,3%	Ephydra riparia	5,3%
		NA	5,3%	NA	5,3%
		Paracoenia	2,6%	Paracoenia fumosa	2,6%
		Parydra	2,6%	Parydra fossarum	2,6%
Limoniidae	13,2%	Symplecta	10,5%	Symplecta stictica	10,5%
		Helius	2,6%	Helius pallirostris	2,6%
Sciaridae	7,9%	Scatopsciara	5,3%	Scatopsciara atomaria	5,3%
		NA	2,6%	NA	2,6%
Syrphidae	5,3%	Eristalinus	5,3%	Eristalinus sepulchralis	5,3%
Chironominae	5,3%	NA	5,3%	NA	5,3%
Chloropidae	2,6%	Elachiptera	2,6%	Elachiptera cornuta	2,6%
		Culiseta	2,6%	Culiseta subochrea	2,6%
	2,6%	Ogcodes	2,6%	Ogcodes gibbosus	2,6%
Calliphoridae	2,6%	Hemipyrellia	2,6%	Hemipyrellia ligurriens	2,6%
		Lucilia	2,6%	Lucilia cuprina	2,6%
Cecidomyiidae	2,6%	NA	2,6%	NA	2,6%
Ceratopogonidae	2,6%	Dasyhelea	2,6%	Dasyhelea palliventris	2,6%
Muscidae	2,6%	Caricae	2,6%	Caricae erythrocerca	2,6%
Mycetophilidae	2,6%	Exechia	2,6%	NA	2,6%
Sphaeroceridae	2,6%	Copromyza	2,6%	Copromyza stercoraria	2,6%

Coleoptera	39,5%	Tabanodae	2,6%	Tabanus	2,6%	Tabanus striatus	2,6%
		Tachinidae	2,6%	Cylindromyia	2,6%	Cylindromyia rufipes	2,6%
		Scirtidae	26,3%	Contacyphon	26,3%	Contacyphon laevipennis	23,7%
						NA	2,6%
		Hydrophilidae	23,7%	Enochrus	18,4%	Enochrus ater	13,2%
						Enochrus fuscipennis	7,9%
						Enochrus segmentinotatus	2,6%
				Paederus	7,9%	Paederus riparius	7,9%
						Paederus balcanicus	2,6%
				Paracymus	5,3%	Paracymus aeneus	5,3%
				Cymbiodyta	5,3%	Cymbiodyta marginella	5,3%
				Coelostoma	2,6%	Coelostoma orbiculare	2,6%
		Carabidae	13,2%	Bembidion	10,5%	Bembidion fumigatum	5,3%
						Bembidion tenellum	5,3%
						Bembidion normannum	2,6%
		Staphylinidae	13,2%	Tachyporus	5,3%	Tachyporus pusillus	5,3%
				Philonthus	2,6%	Philonthus salinus	2,6%
				Acupalpus	2,6%	Acupalpus maculatus	2,6%
				Odacantha	2,6%	Odacantha melanura	2,6%
				Stenolophus	2,6%	Stenolophus mixtus	2,6%
		Dytiscidae	7,9%	Colymbetes	5,3%	Colymbetes fuscus	5,3%
				Agabus	2,6%	Agabus conspersus	2,6%
		Anobiidae	2,6%	Stegobium	2,6%	Stegobium paniceum	2,6%
Chrysomelidae	2,6%	NA	2,6%	NA	2,6%		
Coccinellidae	2,6%	Diomus	2,6%	NA	2,6%		
Rutelidae	2,6%	Phyllopertha	2,6%	Phyllopertha horticola	2,6%		
		Travancoriana	2,6%	Travancoriana napaea	2,6%		
Phalacridae	2,6%	Stilbus	2,6%	Stilbus oblongus	2,6%		
NA	5,3%	NA	5,3%	NA	5,3%		
Hemiptera	39,5%	Delphacidae	15,8%	Delphacodes	10,5%	Delphacodes capnodes	10,5%
				Euides	5,3%	Euides basilinea	5,3%
		Cixiidae	7,9%	Pentastiridius	7,9%	Pentastiridius leporinus	7,9%
		Miridae	5,3%	Stenodema	5,3%	Stenodema calcarata	5,3%
		Aphididae	5,3%	Acyrtosiphon	2,6%	Acyrtosiphon malvae	2,6%
				Sitobion	2,6%	NA	2,6%
		Cicadellidae	2,6%	Agalliopsis	2,6%	Agalliopsis ancistra	2,6%

				Coccidae	2,6%	Ceroplastes	2,6%	Ceroplastes rubens	2,6%
						Paralecanium	2,6%	Paralecanium expansum	2,6%
				Pleidae	2,6%	Plea	2,6%	Plea minutissima	2,6%
				Saldidae	2,6%	Saldula	2,6%	Saldula pallipes	2,6%
				Gerridae	2,6%	Gerris	2,6%	NA	2,6%
				NA	18,4%	NA	18,4%	NA	18,4%
		Psocodea	10,5%	Ectopsocidae	7,9%	Ectopsocus	7,9%	Ectopsocus meridionalis	7,9%
								Ectopsocus californicus	2,6%
				Lachesillidae	5,3%	Lachesilla	5,3%	Lachesilla pedicularia	5,3%
				Elipsocidae	2,6%	Propocus	2,6%	Propocus pulchripennis	2,6%
		Trichoptera	10,5%	Limnephilidae	7,9%	Limnephilus	7,9%	Limnephilus affinis	7,9%
				Hydroptilidae	2,6%	NA	2,6%	NA	2,6%
						Oxyethira	2,6%	Oxyethira bogambara	2,6%
		Hymenoptera	7,9%	Formicidae	7,9%	Lasius	7,9%	Lasius niger	5,3%
								Lasius cinereus	2,6%
								Lasius platythorax	2,6%
								NA	2,6%
				Diapriidae	2,6%	NA	2,6%	NA	2,6%
		Odonata	7,9%	Coenagrionidae	5,3%	Ischnura	5,3%	Ischnura elegans	5,3%
				Aeshnidae	2,6%	Gynacantha	2,6%	Gynacantha victoriae	2,6%
		Lepidoptera	7,9%	Erebidae	2,6%	NA	2,6%	NA	2,6%
						Pelosia	2,6%	Pelosia obtusa	2,6%
				Noctuidae	2,6%	Mythimna	2,6%	Mythimna straminea	2,6%
				Pyralidae	2,6%	Plodia	2,6%	Plodia interpunctella	2,6%
				Crambidae	2,6%	Sclerocona	2,6%	Sclerocona acutella	2,6%
		Orthoptera	2,6%	Tetrigidae	2,6%	Tetrix	2,6%	Tetrix ceperoi	2,6%
Malacostraca	15,8%	Amphipoda	13,2%	Talitridae	10,5%	Orchestia	10,5%	Orchestia gammarellus	10,5%
				Gammaridae	7,9%	Gammarus	7,9%	Gammarus aequicauda	7,9%
		Isopoda	7,9%	Sphaeromatidae	5,3%	Lekanesphaera	5,3%	Lekanesphaera hookeri	5,3%
								Lekanesphaera rugicauda	5,3%
								NA	2,6%
				Porcellionidae	2,6%	Porcellio	2,6%	Porcellio scaber	2,6%
Collembola	13,2%	Entomobryomorpha	13,2%	Isotomidae	13,2%	Isotomurus	13,2%	Isotomurus palustris	13,2%
				Hydrobiidae	7,9%	Mercuria	7,9%	Mercuria emiliana	7,9%
Gastropoda	13,2%	Littorinimorpha	7,9%	Entomobryidae	2,6%	Entomobrya	2,6%	Entomobrya atrocincta	2,6%
		Caenogasteropoda	2,6%	Pachychilidae	2,6%	Sulcospira	2,6%	NA	2,6%

		Stylommatophora	2,6%	Geometridae	2,6%	Xerotricha	2,6%	Xerotricha conspurcata	2,6%
Hexanauplia	7,9%	Calanoida	7,9%	Metridinidae	7,9%	Pleuromamma	7,9%	Pleuromamma abdominalis	7,9%
Eurotatoria	7,9%	Ploima	7,9%	Synchaetidae	5,3%	Synchaeta	5,3%	Synchaeta cecilia	5,3%
				Brachionidae	2,6%	Brachionus	2,6%	Brachionus plicatilis	2,6%
		Flosculariaceae	5,3%	Testudinellidae	5,3%	Testudinella	5,3%	Testudinella clypeata	5,3%
Branchiopoda	7,9%	Diplostraca	7,9%	Daphniidae	7,9%	Daphnia	7,9%	Daphnia magna	7,9%
Chromadorea	5,3%	Rhabditida	5,3%	Ancylostomatidae	2,6%	Necator	2,6%	NA	2,6%
				Travassosinematidae	2,6%	Isobinema	2,6%	Isobinema flagellocerca	2,6%
				NA	2,6%	NA	2,6%	NA	2,6%
		Strongylida	2,6%	Angiostrongylidae	2,6%	Aelurostrongylus	2,6%	Aelurostrongylus abstrusus	2,6%
Ostracoda	2,6%	Podocopida	2,6%	Cyprididae	2,6%	Eucypris	2,6%	Eucypris virens	2,6%
						NA	2,6%	NA	2,6%
Euneoophora	2,6%	Tricladida	2,6%	Geoplanidae	2,6%	Obama	2,6%	NA	2,6%
Gordioida	2,6%	Gordioidea	2,6%	Chordodidae	2,6%	Gordionus	2,6%	Gordionus wolterstorffii	2,6%
Gymnolaemata	2,6%	Cheilostomatida	2,6%	Smittinidae	2,6%	Smittia	2,6%	NA	2,6%
NA	26,3%	NA	26,3%	NA	26,3%	NA	26,3%	NA	26,3%

Tableau 11: Proies identifiées avec un match positif ($\geq 98\%$) de 28 fientes de Lusciniolè à moustaches (*Acrocephalus melanopogon*) 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 *C. cetti*

Classe	FO(%)	Ordre	FO(%)	Famille	FO(%)	Genre	FO(%)	Espèce	FO(%)		
Arachnida	85,2%	Araneae	51,9%	Linyphiidae	22,2%	Gnathonarium	18,5%	Gnathonarium dentatum	18,5%		
						Ceraticelus	3,7%	Ceraticelus minutus	3,7%		
						Microlinyphia	3,7%	Microlinyphia impigra	3,7%		
				Lycosidae	18,5%	Pirata	14,8%	Pirata piraticus	14,8%		
						Schizocosa	3,7%	Schizocosa saltatrix	3,7%		
						Theridion	11,1%	Theridion hemerobium	11,1%		
				Philodromidae	7,4%	Pulchellodromus	3,7%	NA	3,7%		
						Tibellus	3,7%	Tibellus maritimus	3,7%		
				Araneidae	7,4%	Hypsosinga	7,4%	Hypsosinga heri	3,7%		
								Hypsosinga pygmaea	3,7%		
						Argiope	3,7%	Argiope bruennichi	3,7%		
						NA	4%	NA	3,7%		
						Clubiona	7,4%	Clubiona phragmitis	7,4%		
						Pettalus	3,7%	NA	3,7%		
						Tetragnatha	3,7%	Tetragnatha straminea	3,7%		
				Opiliones	3,7%	NA	22,2%	NA	22,2%	NA	22,2%
								Trioenonychidae	3,7%	Karamea	3,7%
		Soerensenella	3,7%					NA	3,7%		
Sarcoptiformes	3,7%	Acaridae	3,7%					Tyrophagus	3,7%	Tyrophagus putrescentiae	3,7%
NA	44,4%	NA	44,4%					NA	44,4%	NA	44,4%
Insecta	77,8%	Diptera	55,6%	Chironomidae	48,1%	Chironomus	37,0%	Chironomus aprilinus	22,2%		
								Chironomus plumosus	18,5%		
								Chironomus riparius	11,1%		
								Chironomus piger	7,4%		
								Chironomus pseudothummi	7,4%		
								NA	14,8%		
						Cricotopus	22,2%	Cricotopus ornatus	22,2%		
								Cricotopus trifascia	3,7%		
								NA	3,7%		

			Limnophyes	11,1%	NA	11,1%
			Procladius	11,1%	Procladius choreus	11,1%
			Acricotopus	11,1%	Acricotopus lucens	11,1%
			Corynoneura	7,4%	Corynoneura carriana	3,7%
					Corynoneura scutellata	3,7%
			Bryophaenocladus	3,7%	NA	3,7%
			Glyptotendipes	3,7%	Glyptotendipes barbipes	3,7%
			Psectrocladius	3,7%	Psectrocladius platypus	3,7%
			NA	7,4%	NA	7,4%
		Chironominae	NA	14,8%	NA	14,8%
		Ephydriidae	Ephydra	3,7%	Ephydra riparia	3,7%
			NA	7,4%	NA	7,4%
		Ceratopogonidae	Culicoides	11,1%	NA	11,1%
		Calliphoridae	Calliphora	3,7%	Calliphora vicina	3,7%
					NA	3,7%
			Hemipyrellia	3,7%	Hemipyrellia ligurriens	3,7%
			Lucilia	3,7%	Lucilia cuprina	3,7%
					NA	3,7%
		Tabanodae	Tabanus	7,4%	Tabanus striatus	7,4%
		Cecidomyiidae	NA	3,7%	NA	3,7%
		Chloropidae	NA	3,7%	NA	3,7%
		Culicidae	Culiseta	3,7%	Culiseta annulata	3,7%
					Culiseta subochrea	3,7%
		Limoniidae	Pilaria	3,7%	Pilaria scutellata	3,7%
		Psychodidae	Psychoda	3,7%	Psychoda lativentris	3,7%
		Mycetophilidae	NA	3,7%	NA	3,7%
		Sciomyzidae	Sepedon	3,7%	Sepedon spinipes	3,7%
		Syrphidae	Eristalinus	3,7%	Eristalinus tabanoides	3,7%
			NA	3,7%	NA	3,7%
		Tephritidae	Anastrepha	3,7%	NA	3,7%
Coleoptera	48,1%	Scirtidae	Contacyphon	29,6%	Contacyphon laevipennis	29,6%
			Corynoptera	3,7%	Corynoptera trepida	3,7%
		Hydrophilidae	Cercyon	11,1%	Cercyon sternalis	11,1%
			Enochrus	3,7%	Enochrus ater	3,7%

					Enochrus testaceus	3,7%	
			Limnoxenus	3,7%	Limnoxenus niger	3,7%	
		Dytiscidae	11,1%	Colymbetes	3,7%	Colymbetes fuscus	3,7%
				Hygrotus	3,7%	Coelambus impressopunctatus	3,7%
				Laccophilus	3,7%	NA	3,7%
		Noteridae	11,1%	Noterus	11,1%	Noterus clavicornis	11,1%
						NA	3,7%
		Phalacridae	11,1%	Stilbus	11,1%	Stilbus oblongus	11,1%
		Staphylinidae	7,4%	Anotylus	7,4%	Anotylus inustus	7,4%
		Carabidae	7,4%	Bembidion	3,7%	Bembidion assimile	3,7%
				Odacantha	3,7%	Odacantha melanura	3,7%
				Oodes	3,7%	Oodes gracilis	3,7%
				Pterostichus	3,7%	Pterostichus cursor	3,7%
		Bupresidae	3,7%	Acmaeodera	3,7%	Acmaeodera idahoensis	3,7%
		Cerambycidae	3,7%	Nealcidion	3,7%	Nealcidion privatum	3,7%
		Chrysomelidae	3,7%	Caryedes	3,7%	Caryedes brasiliensis	3,7%
		Curculionidae	3,7%	Scolytus	3,7%	Scolytus rugulosus	3,7%
		Hydraenidae	3,7%	Ochthebius	3,7%	Ochthebius dilatatus	3,7%
		Latridiidae	3,7%	Latridius	3,7%	Latridius gemellatus	3,7%
		NA	7,4%	NA	7,4%	NA	7,4%
Collembola	3,7%	NA	3,7%	NA	3,7%	NA	3,7%
Lepidoptera	40,7%	Geometridae	14,8%	Idaea	11,1%	Idaea dimidiata	11,1%
						Idaea efflorata	3,7%
				Scopula	3,7%	Scopula emutaria	3,7%
		Noctuidae	11,1%	Leucania	3,7%	Leucania obsoleta	3,7%
						Leucania zae	3,7%
				Mythimna	11,1%	Mythimna consanguis	3,7%
						Mythimna melianoides	3,7%
						Mythimna straminea	3,7%
						Mythimna vitellina	3,7%
		Erebidae	11,1%	NA	7,4%	NA	7,4%
				Pelosia	3,7%	Pelosia obtusa	3,7%
		Pterophoridae	7,4%	Agdistis	7,4%	Agdistis tamaricis	7,4%
		Pyralidae	7,4%	Merulempista	3,7%	Merulempista cingillella	3,7%

						Plodia	3,7%	Plodia interpunctella	3,7%
				Nolidae	3,7%	Nola	3,7%	Nola squalida	3,7%
				Oecophoridae	3,7%	Heteroteucha	3,7%	Heteroteucha anthodora	3,7%
				Crambidae	3,7%	Chilo	3,7%	Chilo phragmitella	3,7%
						Duponchelia	3,7%	Duponchelia fovealis	3,7%
				NA	11,1%	NA	11,1%	NA	11,1%
	Hemiptera	37,0%		Delphacidae	22,2%	Delphacodes	18,5%	Delphacodes capnodes	18,5%
						Euides	3,7%	Euides basilinea	3,7%
				Aphididae	14,8%	Capitophorus	7,4%	Capitophorus elaeagni	7,4%
						NA	7,4%	NA	7,4%
						Sipha	7,4%	Sipha elegans	7,4%
				Corixidae	14,8%	Corixa	7,4%	Corixa panzeri	7,4%
						Sigara	11,1%	Sigara lateralis	11,1%
								Sigara stagnalis	7,4%
				Pleidae	7,4%	Plea	7,4%	Plea minutissima	7,4%
				Lydaeidae	3,7%	Kleidocerys	3,7%	Kleidocerys resedae	3,7%
				Scutelleridae	3,7%	Solenostethium	3,7%	Solenostethium rubropunctatum	3,7%
				NA	14,8%	NA	14,8%	NA	14,8%
	Psocodea	22,2%		Ectopsocidae	14,8%	Ectopsocus	14,8%	Ectopsocus californicus	7,4%
								Ectopsocus meridionalis	14,8%
				Elipsocidae	3,7%	Propsocus	3,7%	Propsocus pulchripennis	3,7%
				Lachesillidae	3,7%	Lachesilla	3,7%	Lachesilla pedicularia	3,7%
				NA	7,4%	NA	7,4%	NA	7,4%
	Odonata	14,8%		Coenagrionidae	14,8%	Ischnura	14,8%	Ischnura elegans	11,1%
								NA	3,7%
	Hymenoptera	7,4%		Braconidae	3,7%	Hypomicrogaster	3,7%	Hypomicrogaster luisi	3,7%
				Diapriidae	3,7%	NA	3,7%	NA	3,7%
				Ichneumonidae	3,7%	NA	3,7%	NA	3,7%
	Orthoptera	3,7%		Eumastacidae	3,7%	Paramastax	3,7%	Paramastax nigra	3,7%
	Embioptera	3,7%		Anisembiidae	3,7%	NA	3,7%	NA	3,7%
	Thysanoptera	3,7%		NA	3,7%	NA	3,7%	NA	3,7%
Collembola	29,6%	Entomobryomorpha	29,6%	Isotomidae	29,6%	Isotomurus	29,6%	Isotomurus palustris	29,6%
		Symphyleona	3,7%	Sminthurididae	3,7%	Sminthurides	3,7%	NA	3,7%
Malacostraca	22,2%	Amphipoda	22,2%	Gammaridae	11,1%	Gammarus	11,1%	Gammarus aequicauda	11,1%

				Talitridae	14,8%	Orchestia	14,8%	Orchestia gammarellus	14,8%
				Niphargidae	3,7%	Niphargus	3,7%	Niphargus spoeckeri	3,7%
		Isopoda	7,4%	Asellidae	3,7%	Asellus	3,7%	Asellus aquaticus	3,7%
						Proasellus	3,7%	Proasellus coxalis	3,7%
				Sphaeromatidae	7,4%	Lekanesphaera	7,4%	Lekanesphaera hookeri	7,4%
								Lekanesphaera rugicauda	7,4%
Eurotatoria	14,8%	Ploima	14,8%	Brachionidae	7,4%	Brachionus	7,4%	Brachionus ibericus	3,7%
								Brachionus plicatilis	3,7%
				Synchaetidae	7,4%	Synchaeta	7,4%	Synchaeta cecilia	7,4%
		Flosculariaceae	11,1%	Testudinellidae	11,1%	Testudinella	11,1%	Testudinella clypeata	11,1%
Gastropoda	14,8%	Stylommatophora	7,4%	Chondrinidae	3,7%	Abida	3,7%	Abida secale	3,7%
				Hygromiidae	3,7%	Monacha	3,7%	Monacha cartusiana	3,7%
				NA	3,7%	NA	3,7%	NA	3,7%
		Architaenioglossa	3,7%	Ampullariidae	3,7%	Pomacea	3,7%	Pomacea maculata	3,7%
		Basommatophora	3,7%	Physidae	3,7%	Physella	3,7%	Physella acuta	3,7%
								NA	3,7%
		Cycloneritida	3,7%	Phenacolepadidae	3,7%	Zacalantica	3,7%	NA	3,7%
		Ellobiida	3,7%	Ellobidae	3,7%	Myosotella	3,7%	Myosotella myosotis	3,7%
		Littorinimorpha	3,7%	Atlantidae	3,7%	Atlanta	3,7%	Atlanta brunnea	3,7%
				Hydrobiidae	3,7%	Pyrgulopsis	3,7%	Pyrgulopsis avernalis	3,7%
				Littorinidae	3,7%	NA	3,7%	NA	3,7%
Branchiopoda	11,1%	Diplostraca	11,1%	Daphniidae	11,1%	Daphnia	11,1%	Daphnia magna	11,1%
Polychaeta	7,4%	Amphinomida	3,7%	Amphinomidae	3,7%	Archinome	3,7%	Archinome rosacea	3,7%
		Phyllodocida	3,7%	Chrysopetalidae	3,7%	Iheyomytilidicola	3,7%	NA	3,7%
		Terebellida	3,7%	Ampharetidae	3,7%	Decemunciger	3,7%	NA	3,7%
Hexanauplia	3,7%	Calanoida	3,7%	Metridinidae	3,7%	Pleuromamma	3,7%	Pleuromamma abdominalis	3,7%
Holothuroidea	3,7%	Dendrochirotida	3,7%	Cucumariidae	3,7%	Hypomicrogaster	3,7%	Hypomicrogaster luisi	3,7%
		Elasipodida	3,7%	Psychropotidae	3,7%	Benthodytes	3,7%	Benthodytes marianensis	3,7%
Hydrozoa	3,7%	Siphonophorae	3,7%	Agalmatidae	3,7%	Nanomia	3,7%	Nanomia bijuga	3,7%
Bivalvia	3,7%	Myida	3,7%	Myidae	3,7%	Mya	3,7%	Mya arenaria	3,7%
		Sphaeriida	3,7%	Sphaeriidae	3,7%	Pisidium	3,7%	Pisidium ventricosum	3,7%
		Unionida	3,7%	Unionidae	3,7%	Indonaia	3,7%	NA	3,7%
						Radiatula	3,7%	Radiatula caerulea	3,7%
Cephalopoda	3,7%	Sepiida	3,7%	Sepiidae	3,7%	Sepia	3,7%	Sepia madokai	3,7%

Clitella	3,7%	Tubificida	3,7%	Naididae	3,7%	Potamothrix	3,7%	Potamothrix bavaricus	3,7%
Demospongiae	3,7%	Tetractinellida	3,7%	Vulcanellidae	3,7%	Vulcanella	3,7%	Vulcanella gracilis	3,7%
Echinoidea	3,7%	Camarodonta	3,7%	Temnopleuridae	3,7%	Salmacis	3,7%	Salmacis sphaeroides	3,7%
Maxillopoda	3,7%	Sessilia	3,7%	Chthamalidae	3,7%	Chthamalus	3,7%	Chthamalus stellatus	3,7%
Ophiuroidea	3,7%	Amphilepidida	3,7%	NA	3,7%	NA	3,7%	NA	3,7%
Ostracoda	3,7%	Podocopida	3,7%	Cyprididae	3,7%	Sarscypridopsis	3,7%	Sarscypridopsis aculeata	3,7%
Palaeacanthocephala	3,7%	Polymorphida	3,7%	Polymorphidae	3,7%	Corynosoma	3,7%	Corynosoma strumosum	3,7%
Sagittoidea	3,7%	Aphragmophora	3,7%	Sagittidae	3,7%	Sagitta	3,7%	Sagitta bipunctata	3,7%
Sarcoptiformes	3,7%	Nanorchestidae	3,7%	NA	3,7%	NA	3,7%	NA	3,7%
NA	40,7%	NA	40,7%	NA	40,7%	NA	40,7%	NA	40,7%

Tableau 12: Proies identifiées avec un match positif ($\geq 98\%$) de 21 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 schoeniclus*

Classe	FO(%)	Ordre	FO(%)	Famille	FO(%)	Genre	FO(%)	Espèce	FO(%)				
Arachnida	77,3%	Araneae	18,2%	Thomisidae	9,1%	Xysticus	9,1%	Xysticus kochi	9,1%				
				Lycosidae	4,5%	Pirata	4,5%	Pirata piraticus	4,5%				
				NA	4,5%	NA	4,5%	NA	4,5%				
				Nesticidae	4,5%	Nesticella	4,5%	Nesticella beccus	4,5%				
									Nesticella kaohsiungensis	4,5%			
		Sarcoptiformes	18,2%			Acaridae	4,5%	Tyrophagus	4,5%	Tyrophagus putrescentiae	4,5%		
						Humerobatidae	4,5%	NA	4,5%	NA	4,5%		
						Nanorchestidae	4,5%	NA	4,5%	NA	4,5%		
						Proctophyllodidae	4,5%	Proctophyllodes	4,5%	Proctophyllodes schoenicli	4,5%		
		NA	63,6%	NA	63,6%	NA	63,6%	NA	63,6%	NA	63,6%		
Insecta	36,4%	Hemiptera	22,7%	Cicadellidae	4,5%	Euscelis	4,5%	Euscelis lineolatus	4,5%				
				Delphacidae	4,5%	Delphacodes	4,5%	Delphacodes capnodes	4,5%				
				NA	18,2%	NA	18,2%	NA	18,2%				
		Diptera	18,2%			Chironomidae	18,2%	Chironomus	18,2%	Chironomus aprilinus	13,6%		
												Chironomus plumosus	9,1%
												NA	4,5%
										Glyptotendipes	4,5%	Glyptotendipes barbipes	4,5%
										Symplecta	9,1%	Symplecta stictica	9,1%
										Mycetophila	4,5%	NA	4,5%
										NA	4,5%	NA	4,5%
		Hymenoptera	9,1%			Bethylidae	4,5%	NA	4,5%	NA	4,5%		
						Mymaridae	4,5%	Anagrus	4,5%	NA	4,5%		
						Trichogrammatidae	4,5%	Trichogramma	4,5%	Trichogramma japonicum	4,5%		
		Lepidoptera	9,1%			Noctuidae	4,5%	Noctua	4,5%	Noctua atlantica	4,5%		
												Noctua pronuba	4,5%
										Plodia	4,5%	Plodia interpunctella	4,5%
										NA	4,5%	NA	4,5%
Coleoptera	4,5%			Elateridae	4,5%	NA	4,5%	NA	4,5%				
				Scirtidae	4,5%	Contacyphon	4,5%	Contacyphon laevipennis	4,5%				
Neuroptera	4,5%			Coniopterygidae	4,5%	NA	4,5%	NA	4,5%				
Odonata	4,5%			Libellulidae	4,5%	Trithemis	4,5%	Trithemis annulata	4,5%				
Psocodea	4,5%			Philotarsidae	4,5%	NA	4,5%	NA	4,5%				
Trichoptera	4,5%			Limnephilidae	4,5%	Limnephilus	4,5%	Limnephilus affinis	4,5%				

Gastropoda	18,2%	Stylommatophora	9,1%	Geometridae	9,1%	Cochlicella	9,1%	Cochlicella acuta	9,1%
						Trochoidea	4,5%	Trochoidea elegans	4,5%
						Xerotricha	4,5%	Xerotricha conspurcata	4,5%
		Lepetellida	4,5%	Lepetodrilidae	4,5%	NA	4,5%	NA	4,5%
		Littorinimorpha	4,5%	Hydrobiidae	4,5%	Mercuria	4,5%	Mercuria emiliana	4,5%
Clitellata	4,5%	Haplotaxida	4,5%	NA	4,5%	NA	4,5%	NA	4,5%
Holothuroidea	4,5%	Molpadida	4,5%	Caudinidae	4,5%	Paracaudina	4,5%	NA	4,5%
NA	59,1%	NA	59,1%	NA	59,1%	NA	59,1%	NA	59,1%

Tableau 13: Proies identifiées avec un match positif ($\geq 98\%$) de 20 fientes de *Burant des roseaux à petit bec* (*Emberiza schoeniclus 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 *E. schoeniclus witherbyi*

Classe	FO(%)	Ordre	FO(%)	Famille	FO(%)	Genre	FO(%)	Espèce	FO(%)		
Arachnida	71,4%	Araneae	57,1%	Clubionidae	42,9%	Clubiona	42,9%	Clubiona phragmitis	42,9%		
				Araneidae	28,6%	Larinia	28,6%	Larinia bonneti	28,6%		
		Ixodida	14,3%	Ixodidae	14,3%	Ixodes	14,3%	Ixodes ricinus	14,3%		
		NA	28,6%	NA	28,6%	NA	28,6%	NA	28,6%		
Insecta	71,4%	Diptera	57,1%	Chironomidae	42,9%	Chironomus	42,9%	Chironomus aprilius	14,3%		
								Chironomus plumosus	28,6%		
						Glyptotendipes	14,3%	Glyptotendipes barbipes	14,3%		
						Tabanodae	14,3%	Tabanus	14,3%	NA	14,3%
				Hemiptera	28,6%	Aphididae	14,3%	Acyrtosiphon	14,3%	Acyrtosiphon lactucae	14,3%
								NA	14,3%	NA	14,3%
								NA	14,3%	NA	14,3%
				Hymenoptera	28,6%	Pentatomidae	14,3%	Aelia	14,3%	Aelia acuminata	14,3%
								Myrmica	14,3%	Myrmica ruginodis	14,3%
								NA	14,3%	NA	14,3%
								NA	14,3%	NA	14,3%
				Lepidoptera	28,6%	Coleophoridae	14,3%	Coleophora	14,3%	Coleophora maritimella	14,3%
								Sclerocona	14,3%	Sclerocona acutella	14,3%
Pelosia	14,3%	Pelosia obtusa	14,3%								
NA	14,3%	NA	14,3%								
Noctuidae	28,6%	Leucania	14,3%					Leucania obsoleta	14,3%		
						Leucania zeae	14,3%				

						Mythimna	28,6%	Mythimna consanguis	14,3%
								Mythimna melianoides	14,3%
								Mythimna straminea	14,3%
Collembola	14,3%	Entomobryomorpha	14,3%	Entomobryidae	14,3%	NA	14,3%	NA	14,3%
								NA	14,3%
		Symphyleona	14,3%	NA	14,3%	NA	14,3%	NA	14,3%
Gastropoda	14,3%	Stylommatophora	14,3%	Geometridae	14,3%	Cochlicella	14,3%	Cochlicella acuta	14,3%
NA	28,6%	NA	28,6%	NA	28,6%	NA	28,6%	NA	28,6%

Tableau 14: Proies identifiées avec un match positif ($\geq 98\%$) de 20 fientes de Burant des roseaux à gros bec (*Emberiza schoeniclus witherbyi*) collectées dans des roseières 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(%)	Genre	FO(%)	Espèce	FO(%)		
Insecta	72,0%	Diptera	56,0%	Chironomidae	48,0%	Chironomus	40,0%	Chironomus aprilius	36,0%		
								Chironomus plumosus	16,0%		
								Chironomus annularius	4,0%		
								Chironomus riparius	4,0%		
								NA	8,0%		
						Glyptotendipes	16,0%	Glyptotendipes barbipes	16,0%		
								Cricotopus	12,0%	Cricotopus ornatus	12,0%
						NA	12,0%				
						Tanytarsus	4,0%	Tanytarsus brundini	4,0%		
								NA	8,0%		
						Syrphidae	20,0%	Eristalinus	20,0%	Eristalinus aeneus	20,0%
										Eristalinus sepulchralis	16,0%
										Ephydridae	16,0%
						NA	12,0%				
						Culicidae	12,0%	Culex	8,0%	Culex modestus	4,0%
										Culex pipiens	4,0%
										Aedes	4,0%
Aedes dorsalis	4,0%										
Phoridae	8,0%	Megaselia	8,0%								
Tabanidae	8,0%	Hybomitra	8,0%								
Limoniidae	4,0%	Symplecta	4,0%								
Staphylinidae	4,0%	Drusilla	4,0%								
								Drusilla canaliculata	4,0%		

		Cecidomyiidae	4,0%	NA	4,0%	NA	4,0%
		Ceratopogonidae	4,0%	Dasyhelea	4,0%	Dasyhelea turficola	4,0%
		NA	4,0%	NA	4,0%	NA	4,0%
Coleoptera	36,0%	Scirtidae	24,0%	Contacyphon	24,0%	Contacyphon laevipennis	24,0%
				Hydrocyphon	4,0%	Hydrocyphon satoi	4,0%
				Pseudomicrocara	4,0%	Pseudomicrocara cincta	4,0%
						Pseudomicrocara variegata	4,0%
		Hydrophilidae	20,0%	Enochrus	20,0%	Enochrus fuscipennis	16,0%
						Enochrus segmentinotatus	16,0%
						Enochrus ater	8,0%
						Enochrus testaceus	8,0%
				Paracymus	8,0%	Paracymus aeneus	8,0%
		Staphylinidae	12,0%	Carpelimus	4,0%	Carpelimus corticinus	4,0%
				NA	4,0%	NA	4,0%
				Philonthus	4,0%	Philonthus punctus	4,0%
		Carabidae	8,0%	Bembidion	4,0%	Bembidion normannum	4,0%
						Benthodytes marianensis	4,0%
				Oodes	4,0%	Oodes gracilis	4,0%
		Coccinellidae	4,0%	Scymnus	4,0%	Scymnus limbatus	4,0%
		Curculionidae	4,0%	Sitona	4,0%	Sitona cylindricollis	4,0%
						Coelambus	
		Dytiscidae	4,0%	Hygrotus	4,0%	impressopunctatus	4,0%
		Gyrinidae	4,0%	Gyrinus	4,0%	Gyrinus plicifer	4,0%
		Latridiidae	4,0%	Latridius	4,0%	Latridius gemellatus	4,0%
		NA	4,0%	NA	4,0%	NA	4,0%
		Passandridae	4,0%	Passandra	4,0%	Passandra heros	4,0%
		Phalacridae	4,0%	Stilbus	4,0%	Stilbus oblongus	4,0%
		Prionoceridae	4,0%	Lobonyx	4,0%	Lobonyx aeneus	4,0%
Hemiptera	24,0%	Cixiidae	8,0%	Pentastiridius	8,0%	Pentastiridius leporinus	8,0%
		Aleyrodidae	4,0%	Bemisia	4,0%	Bemisia afer	4,0%
		Delphacidae	4,0%	Chloriona	4,0%	Chloriona unicolor	4,0%
		Nabidae	4,0%	Nabis	4,0%	Nabis brevis	4,0%
		Cicadellidae	4,0%	NA	4,0%	NA	4,0%
		NA	12,0%	NA	12,0%	NA	12,0%
Lepidoptera	24,0%	Noctuidae	20,0%	Mythimna	16,0%	Mythimna straminea	16,0%
				Paectes	4,0%	NA	4,0%
		NA	8,0%	NA	8,0%	NA	8,0%

		Trichoptera	16,0%	Limnephilidae	12,0%	Limnephilus	12,0%	Limnephilus affinis	12,0%
				Hydroptilidae	4,0%	Oxyethira	4,0%	Oxyethira bogambara	4,0%
		Hymenoptera	8,0%	Braconidae	4,0%	Charmon	4,0%	Charmon extensor	4,0%
				Formicidae	4,0%	Lasius	4,0%	Lasius niger	4,0%
						NA	4,0%	NA	4,0%
				Pteromalidae	4,0%	NA	4,0%	NA	4,0%
		Odonata	8,0%	Aeshnidae	4,0%	Gynacantha	4,0%	Gynacantha victoriae	4,0%
				Coenagrionidae	4,0%	Ischnura	4,0%	Ischnura elegans	4,0%
		Psocodea	8,0%	Ectopsocidae	4,0%	Ectopsocus	4,0%	Benthodytes marianensis	4,0%
								Ectopsocus meridionalis	4,0%
				Philotarsidae	4,0%	NA	4,0%	NA	4,0%
		Thysanoptera	4,0%	NA	4,0%	NA	4,0%	NA	4,0%
Arachnida	72,0%	Araneae	36,0%	Clubionidae	16,0%	Clubiona	16,0%	Clubiona phragmitis	16,0%
				Linyphiidae	16,0%	Pirata	16,0%	Pirata piraticus	16,0%
						Microlinyphia	12,0%	Microlinyphia impigra	12,0%
				Lycosidae	16,0%	Gnathonarium	4,0%	Gnathonarium dentatum	4,0%
				Dictynidae	4,0%	Argenna	4,0%	Argenna obesa	4,0%
				Salticidae	4,0%	Carrhotus	4,0%	Carrhotus xanthogramma	4,0%
				Theridiidae	4,0%	Enoplognatha	4,0%	Enoplognatha mordax	4,0%
								NA	4,0%
				NA	20,0%	NA	20,0%	NA	20,0%
						Theridion	4,0%	Theridion hemerobium	4,0%
		Ixodida	28,0%	Ixodidae	28,0%	Ixodes	28,0%	Ixodes ricinus	28,0%
		Sarcoptiformes	12,0%	Terpnacaridae	8,0%	NA	8,0%	NA	8,0%
				Acaridae	4,0%	Tyrophagus	4,0%	Tyrophagus putrescentiae	4,0%
				NA	4,0%	NA	4,0%	NA	4,0%
		Opiliones	4,0%	NA	4,0%	NA	4,0%	NA	4,0%
		NA	36,0%	NA	36,0%	NA	36,0%	NA	36,0%
Malacostraca	40,0%	Isopoda	28,0%	Sphaeromatidae	24,0%	Lekanesphaera	24,0%	Lekanesphaera hookeri	24,0%
								Lekanesphaera rugicauda	24,0%
				Porcellionidae	4,0%	Porcellio	4,0%	Porcellio scaber	4,0%
		Amphipoda	24,0%	Gammaridae	12,0%	Gammarus	12,0%	Gammarus aequicauda	12,0%
				Talitridae	12,0%	Orchestia	12,0%	Orchestia gammarellus	12,0%
				NA	4,0%	NA	4,0%	NA	4,0%
		Decapoda	4,0%	Penaeidae	4,0%	Penaeus	4,0%	Penaeus monodon	4,0%
Gastropoda	20,0%	Littorinimorpha	16,0%	Hydrobiidae	4,0%	Mercuria	4,0%	Mercuria emiliana	4,0%

				Tateidae	4,0%	Potamopyrgus	4,0%	Potamopyrgus antipodarum	4,0%
				NA	12,0%	NA	12,0%	NA	12,0%
		Basommatophora	8,0%	Physidae	8,0%	Physella	8,0%	Physella acuta	8,0%
		Pulmonata	8,0%	Lymnaeidae	8,0%	Stagnicola	8,0%	Stagnicola palustris	8,0%
		Stylommatophora	4,0%	Agriolimacidae	4,0%	Deroceras	4,0%	Deroceras reticulatum	4,0%
		Pteropoda	4,0%	Cavoliniidae	4,0%	Diacavolinia	4,0%	NA	4,0%
Ostracoda	16,0%	Podocopida	16,0%	Cyprididae	16,0%	Heterocypris	8,0%	Heterocypris salina	8,0%
						Eucypris	4,0%	Eucypris virens	4,0%
						Sarscypridopsis	4,0%	Sarscypridopsis aculeata	4,0%
Collembola	12,0%	Entomobryomorpha	8,0%	Isotomidae	4,0%	Isotomurus	4,0%	Isotomurus palustris	4,0%
				Lepidocyrtidae	4,0%	Lepidocyrtus	4,0%	NA	4,0%
		Symphyleona	4,0%	Sminthurididae	4,0%	Sminthurides	4,0%	NA	4,0%
Bivalvia	4,0%	Myida	4,0%	Myidae	4,0%	Mya	4,0%	Mya arenaria	4,0%
Cephalopoda	4,0%	Octopoda	4,0%	Octopodidea	4,0%	Amphioctopus	4,0%	Amphioctopus membranaceus	4,0%
Chromadorea	4,0%	Strongylida	4,0%	Chabertiidae	4,0%	Macropicola	4,0%	Macropicola ocydromi	4,0%
				Ancylostomidae	4,0%	Ancylostoma	4,0%	Ancylostoma duodenale	4,0%
Hydrozoa	4,0%	Limnomedusae	4,0%	Olindiidae	4,0%	Craspedacusta	4,0%	Craspedacusta sowerbyi	4,0%
Pilidiophora	4,0%	Heteronemertea	4,0%	Lineidae	4,0%	Cerebratulus	4,0%	NA	4,0%
NA	32,0%	NA	32,0%	NA	32,0%	NA	32,0%	NA	32,0%

Tableau 15: 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

Genre	ACRMEL	CETCET	EMBSCHSCH	EMBSCHWHI	PANBIA
Abida	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Acmaeodera	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Acricotopus	1,15%	1,18%	0,00%	0,00%	0,00%
Acupalpus	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Acyrtosiphon	0,77%	0,00%	0,00%	14,29%	0,00%
Aedes	2,68%	0,00%	0,00%	0,00%	0,50%
Aelia	0,00%	0,00%	0,00%	3,57%	0,00%
Aelurostrongylus	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Agabus	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Agalliopsis	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Agdistis	0,00%	1,18%	0,00%	0,00%	0,00%
Ameroseius	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Amphioctopus	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	0,50%
Anagrus	0,00%	0,00%	2,86%	0,00%	0,00%
Anastrepha	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Ancylostoma	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	0,50%
Anotylus	0,00%	0,79%	0,00%	0,00%	0,00%
Archinome	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Argenna	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	0,50%
Argiope	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Asellus	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Atlanta	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Atractides	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Bembidion	1,92%	0,39%	0,00%	0,00%	1,01%
Bemisia	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	0,50%
Benthodytes	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Brachionus	0,38%	0,79%	0,00%	0,00%	0,00%
Bryophaenocladus	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Calliphora	0,00%	0,79%	0,00%	0,00%	0,00%
Capitophorus	0,00%	0,79%	0,00%	0,00%	0,00%
Caricae	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Carpelimus	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	0,50%
Carrhotus	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	0,50%
Caryedes	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Ceraticelus	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Cercyon	0,00%	1,18%	0,00%	0,00%	0,00%
Cerebratulus	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	1,01%
Ceroplastes	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Charmon	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	0,50%
Chilo	0,00%	0,79%	0,00%	0,00%	0,00%
Chironomus	10,73%	10,24%	20,00%	10,71%	14,57%
Chloriona	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	0,50%
Chthamalus	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Clubiona	0,38%	0,79%	0,00%	10,71%	2,51%
Cochlicella	0,00%	0,00%	5,71%	3,57%	0,00%
Coelostoma	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%

Coleophora	0,00%	0,00%	0,00%	3,57%	0,00%
Colymbetes	0,77%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Contacyphon	3,83%	3,15%	2,86%	0,00%	3,02%
Copromyza	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Corixa	0,00%	0,79%	0,00%	0,00%	0,00%
Corynoneura	0,77%	0,79%	0,00%	0,00%	0,00%
Corynoptera	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Corynosoma	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Craspedacusta	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	0,50%
Cricotopus	3,45%	3,15%	0,00%	0,00%	3,02%
Culex	0,77%	0,00%	0,00%	0,00%	1,01%
Culicoides	0,00%	1,18%	0,00%	0,00%	0,00%
Culiseta	0,38%	0,79%	0,00%	0,00%	0,00%
Cylindromyia	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Cymbiodyta	0,77%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Daphnia	1,15%	1,18%	0,00%	0,00%	0,00%
Dasyhelea	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,50%
Decemunciger	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Delphacodes	1,53%	1,97%	2,86%	0,00%	0,00%
Deroceras	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	0,50%
Diacavolinia	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	0,50%
Diomus	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Drusilla	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	0,50%
Duponchelia	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Ectopsocus	1,53%	2,36%	0,00%	0,00%	1,01%
Elachiptera	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Enochrus	3,45%	0,79%	0,00%	0,00%	6,03%
Enoplognatha	0,77%	0,00%	0,00%	0,00%	1,01%
Entomobrya	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Ephydra	0,77%	0,39%	0,00%	0,00%	0,50%
Eristalinus	0,77%	0,39%	0,00%	0,00%	5,03%
Eucypris	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,50%
Euides	0,77%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Eupodes	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	0,50%
Euscelis	0,00%	0,00%	2,86%	0,00%	0,00%
Exechia	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Gammarus	1,15%	1,18%	0,00%	0,00%	1,51%
Gerris	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Glyptotendipes	0,38%	0,39%	2,86%	3,57%	3,02%
Gnathonarium	0,77%	1,97%	0,00%	0,00%	0,50%
Gordionus	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Gynacantha	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,50%
Gyrinus	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	0,50%
Helius	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Hemipyrellia	0,38%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Heterocypris	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	1,01%
Heteroteucha	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Hybomitra	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	1,01%
Hydrocyphon	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	0,50%

Hygrotus	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,50%
Hypomicrogaster	0,00%	0,79%	0,00%	0,00%	0,00%
Hypsosinga	0,00%	0,79%	0,00%	0,00%	0,00%
Idaea	0,00%	1,57%	0,00%	0,00%	0,00%
Itheyomytilidicola	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Indonaia	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Ischnura	0,77%	1,57%	0,00%	0,00%	0,50%
Isobinema	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Isotomurus	1,92%	3,15%	0,00%	0,00%	0,50%
Ixodes	3,07%	0,00%	0,00%	7,14%	3,52%
Karamea	1,15%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Kleidocerys	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Laccophilus	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Lachesilla	0,77%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Larinia	0,77%	0,00%	0,00%	7,14%	0,00%
Larinioides	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Lasius	2,68%	0,00%	0,00%	0,00%	0,50%
Latridius	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,50%
Lekanesphaera	1,92%	1,57%	0,00%	0,00%	9,05%
Lepidocyrtus	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	2,51%
Leucania	0,00%	0,79%	0,00%	7,14%	0,00%
Limnephilus	1,15%	0,00%	2,86%	0,00%	1,51%
Limnophyes	1,15%	1,18%	0,00%	0,00%	0,00%
Limnoxenus	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Lobonyx	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	0,50%
Lucilia	0,38%	0,79%	0,00%	0,00%	0,00%
Macropicola	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	0,50%
Megaselia	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	1,01%
Mercuria	1,15%	0,00%	2,86%	0,00%	0,50%
Merulempista	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Microlinyphia	0,38%	0,39%	0,00%	0,00%	1,51%
Monacha	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Mya	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,50%
Mycetophila	0,00%	0,00%	2,86%	0,00%	0,00%
Myosotella	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Myrmica	0,00%	0,00%	0,00%	7,14%	0,00%
Mythimna	0,38%	1,97%	0,00%	10,71%	2,01%
Nabis	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	0,50%
Nanomia	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Nealcidion	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Necator	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Nesticella	0,00%	0,00%	5,71%	0,00%	0,00%
Niphargus	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Noctua	0,00%	0,00%	5,71%	0,00%	0,00%
Nola	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Noterus	0,00%	1,57%	0,00%	0,00%	0,00%
Obama	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Ochthebius	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Odacantha	0,38%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%

Ogcodes	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Oodes	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,50%
Orchestia	1,53%	1,97%	0,00%	0,00%	1,51%
Oxyethira	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,50%
Paectes	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	0,50%
Paederus	1,53%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Paracaudina	0,00%	0,00%	2,86%	0,00%	0,00%
Paracoenia	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Paracymus	0,77%	0,00%	0,00%	0,00%	1,01%
Paralecanium	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Paramastax	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Paratanytarsus	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Parydra	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Passandra	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	0,50%
Pelosia	0,38%	0,39%	0,00%	3,57%	0,00%
Penaeus	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	0,50%
Pentastiridius	1,15%	0,00%	0,00%	0,00%	1,01%
Pettalus	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Philonthus	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,50%
Phyllopertha	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Physella	0,00%	0,79%	0,00%	0,00%	1,01%
Pilaria	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Pirata	3,83%	1,57%	2,86%	0,00%	2,01%
Pisidium	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Plea	0,38%	0,79%	0,00%	0,00%	0,00%
Pleuromamma	1,15%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Plodia	0,38%	0,39%	2,86%	0,00%	0,00%
Pomacea	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Porcellio	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	1,01%
Potamopyrgus	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	0,50%
Potamothrix	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Proasellus	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Procladius	0,38%	1,18%	0,00%	0,00%	0,00%
Proctophyllodes	0,00%	0,00%	2,86%	0,00%	0,00%
Propocus	0,38%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Psectrocladius	2,30%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Pseudomicrocara	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	1,01%
Psychoda	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Pterostichus	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Pulchellodromus	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Pyrgulopsis	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Radiatula	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Sagitta	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Saldula	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Salmacis	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Sarscypridopsis	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,50%
Scatopsciara	0,77%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Schizocosa	0,00%	0,79%	0,00%	0,00%	0,00%
Sclerobunus	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%

Sclerocona	0,38%	0,00%	0,00%	3,57%	0,00%
Scolytus	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Scopula	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Scymnus	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	0,50%
Sepedon	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Sepia	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Sigara	0,00%	2,36%	0,00%	0,00%	0,00%
Sipha	0,00%	0,79%	0,00%	0,00%	0,00%
Sitobion	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Sitona	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	0,50%
Sminthurides	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,50%
Smittia	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Soerenzenella	1,15%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Solenostethium	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Stagnicola	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	1,01%
Stegobium	1,15%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Stenodema	0,77%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Stenolophus	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Stilbus	0,38%	1,18%	0,00%	0,00%	0,50%
Sulcospira	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Symplecta	1,53%	0,00%	5,71%	0,00%	0,50%
Synchaeta	0,77%	0,79%	0,00%	0,00%	0,00%
Tabanus	0,38%	0,79%	0,00%	3,57%	0,00%
Tachyporus	0,77%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Tanytarsus	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	0,50%
Tenuiphantes	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Testudinella	0,77%	1,18%	0,00%	0,00%	0,00%
Tetragnatha	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Tetrix	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Theridion	0,00%	1,18%	0,00%	0,00%	0,50%
Tibellus	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Travancoriana	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Trichogramma	0,00%	0,00%	2,86%	0,00%	0,00%
Trithemis	0,00%	0,00%	2,86%	0,00%	0,00%
Trochoidea	0,00%	0,00%	2,86%	0,00%	0,00%
Tyrophagus	0,38%	0,39%	2,86%	0,00%	0,50%
Vulcanella	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Xenopelopia	0,38%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%
Xerotricha	0,38%	0,00%	2,86%	0,00%	0,00%
Xysticus	0,00%	0,00%	8,57%	0,00%	0,00%
Zacalantica	0,00%	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%
Total général	100,00%	100,00%	100,00%	100,00%	100,00%

Tableau 16: Pourcentage de genre consommés par espèce d'oiseaux

ANNEXE 4

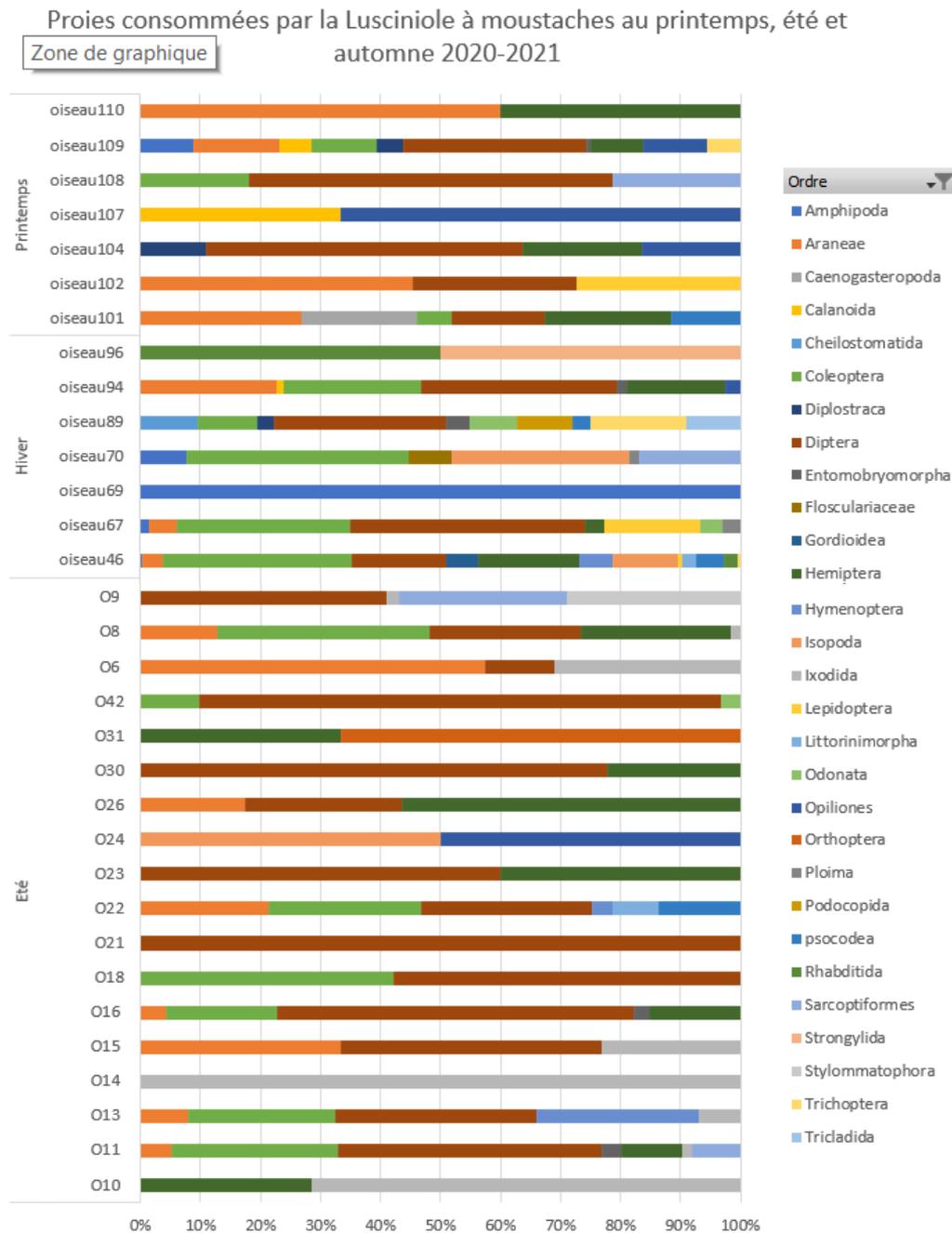


Figure 20 : Proies consommées par *A. melanopogon* (n= 38) en hiver 2020, au printemps et été 2021

Proies consommées par la Bouscarle de Cetti au printemps, été, automne et hiver 2020-2021

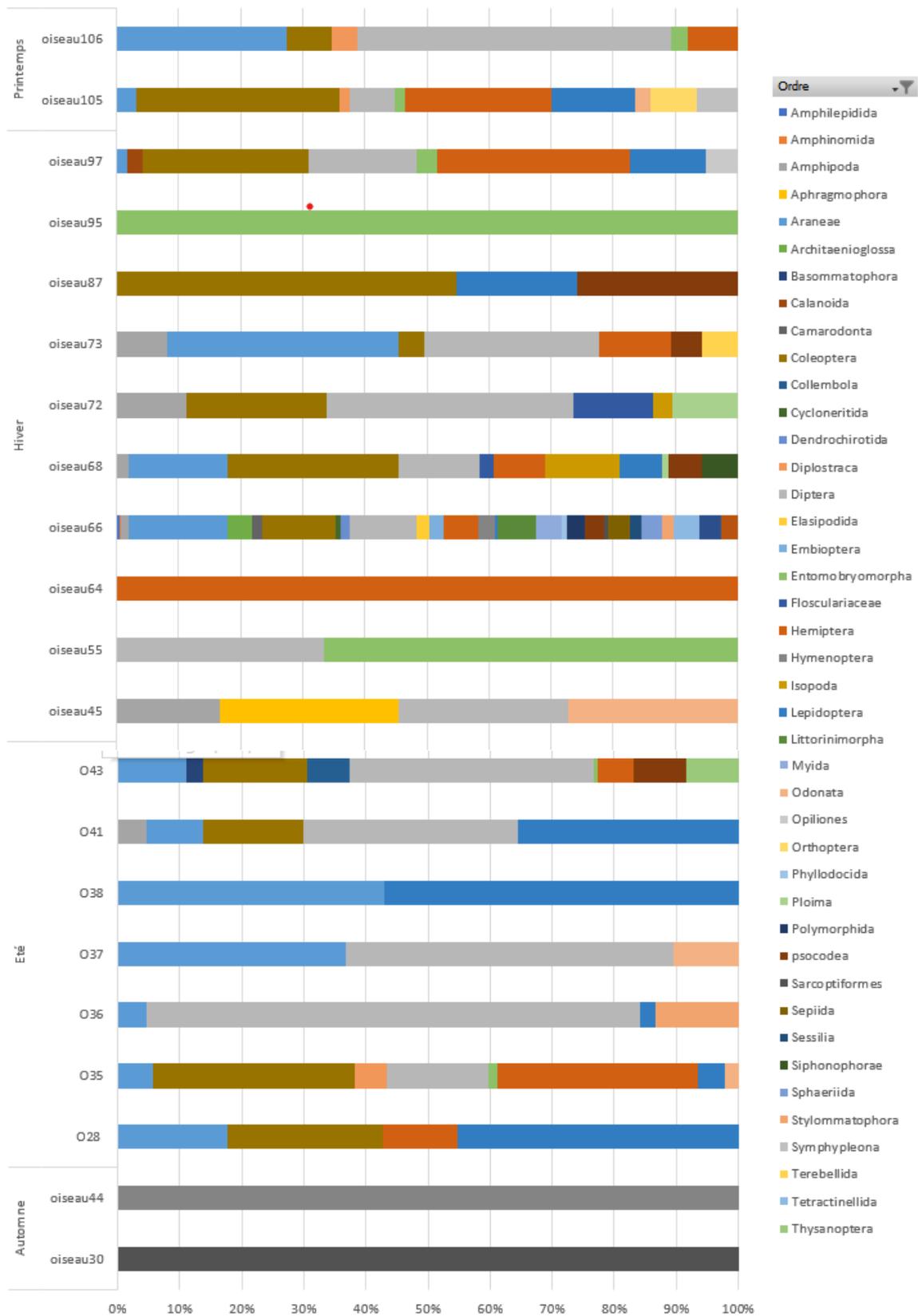


Figure 21: Proies consommées par *C. cetti* (n= 27) automne et hiver 2020, au printemps et été 2021

Proies consommées par la Panure à moustaches en été, automne et hiver 2020-2021

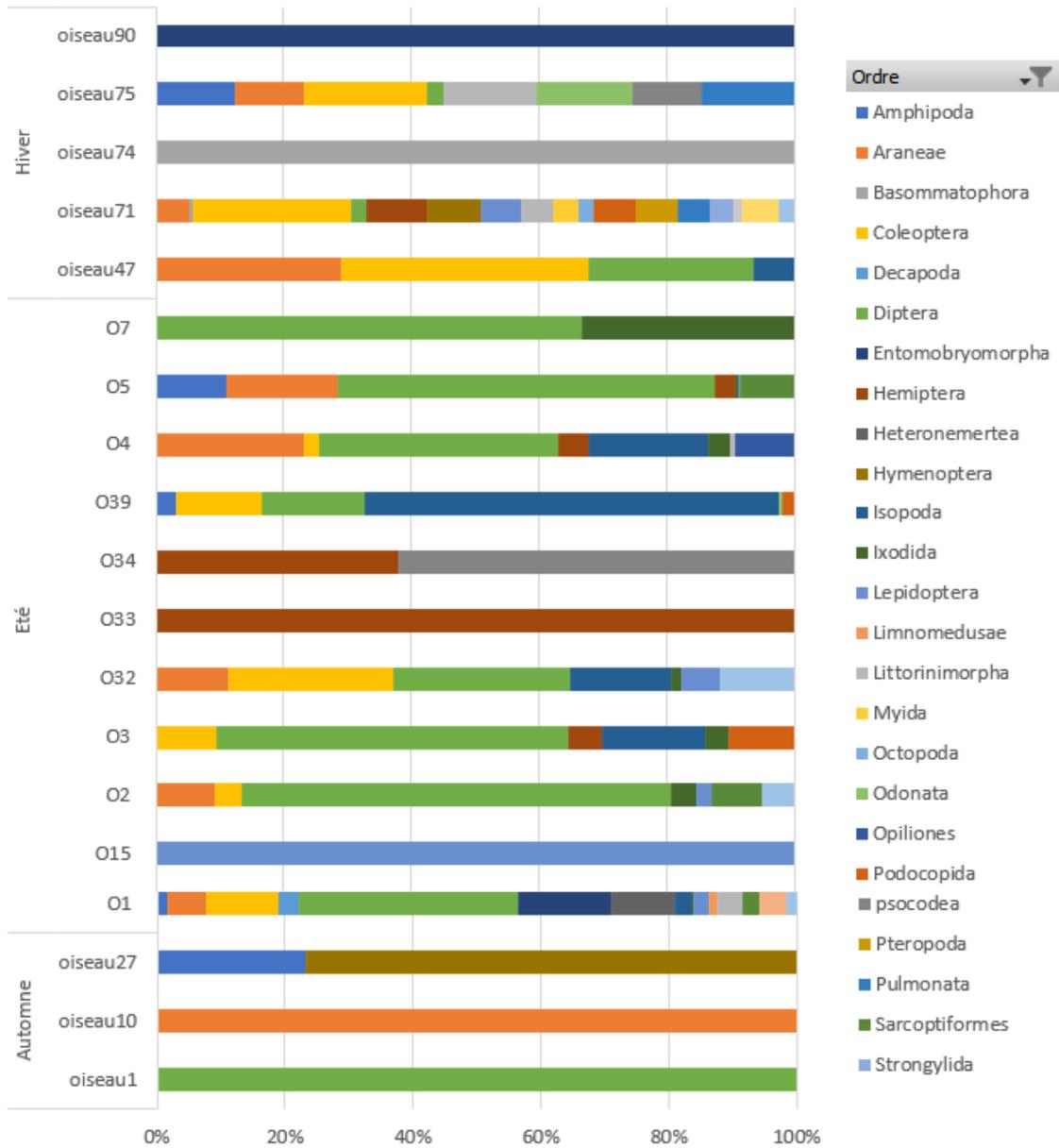


Figure 22: Proies consommées par *P. biarmicus* (n=25) en automne en hiver 2020 et été 2021

Proies consommées par le Bruant des roseaux au printemps, été, automne et hiver 2020-2021

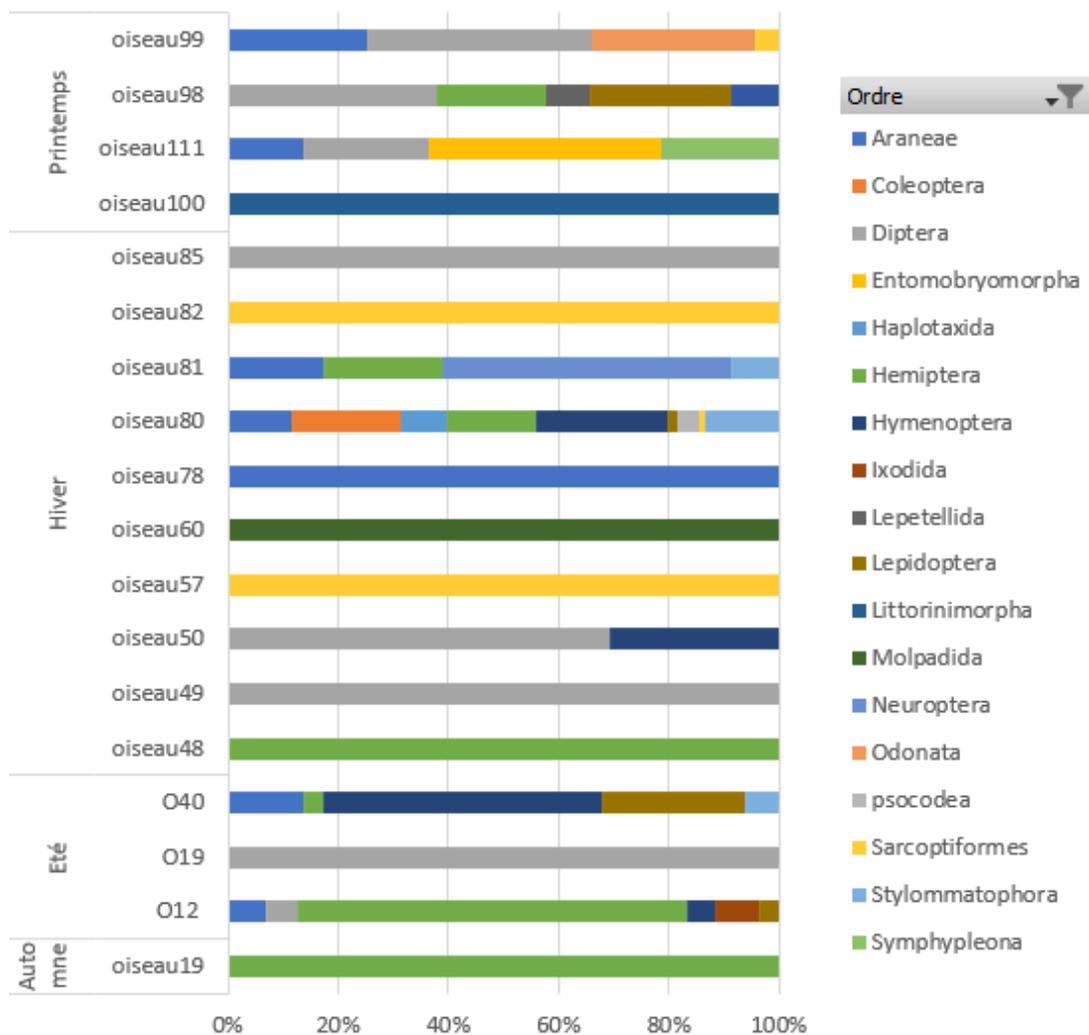


Figure 23: Proies consommées par *E. schoeniclus* (n=29) en automne en hiver et au printemps 2020-2021

ANNEXE 5

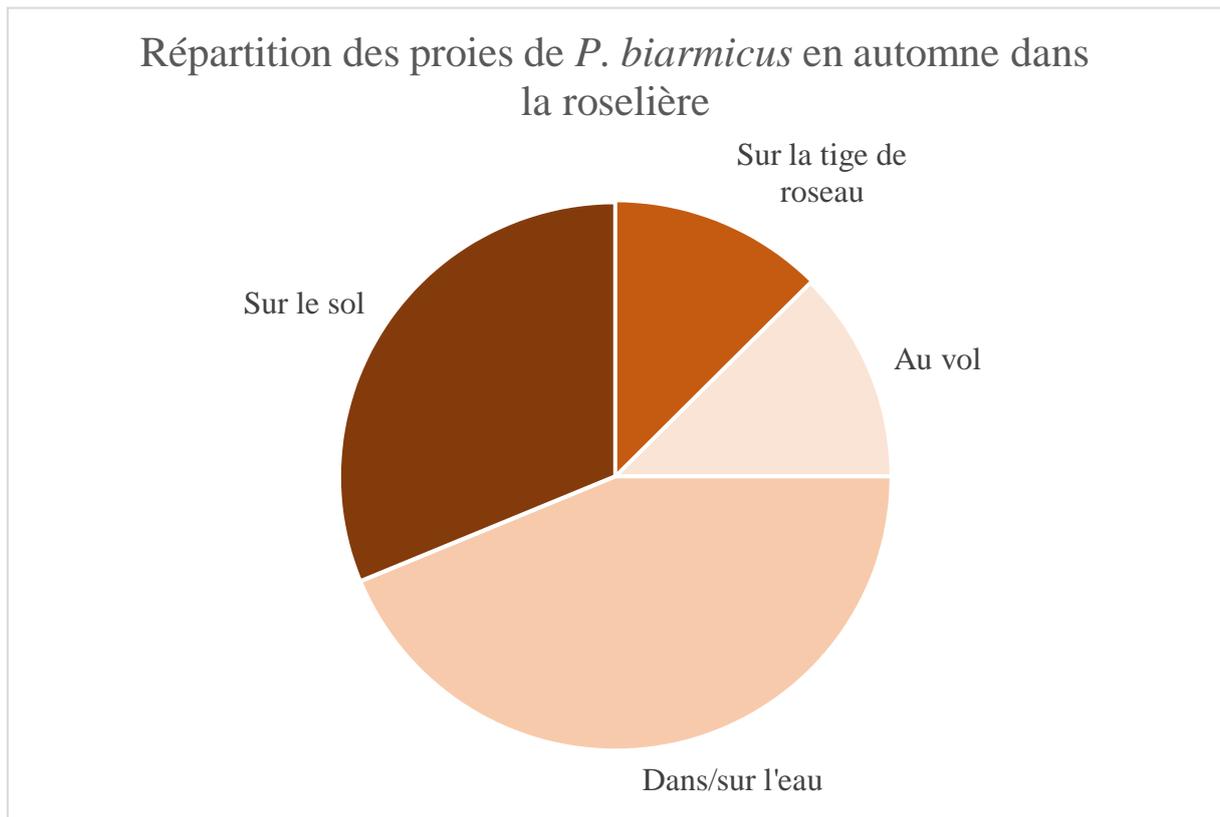


Figure 24: répartition des proies dans la roselière, consommées par *P. biarmicus* en automne 2020-2021

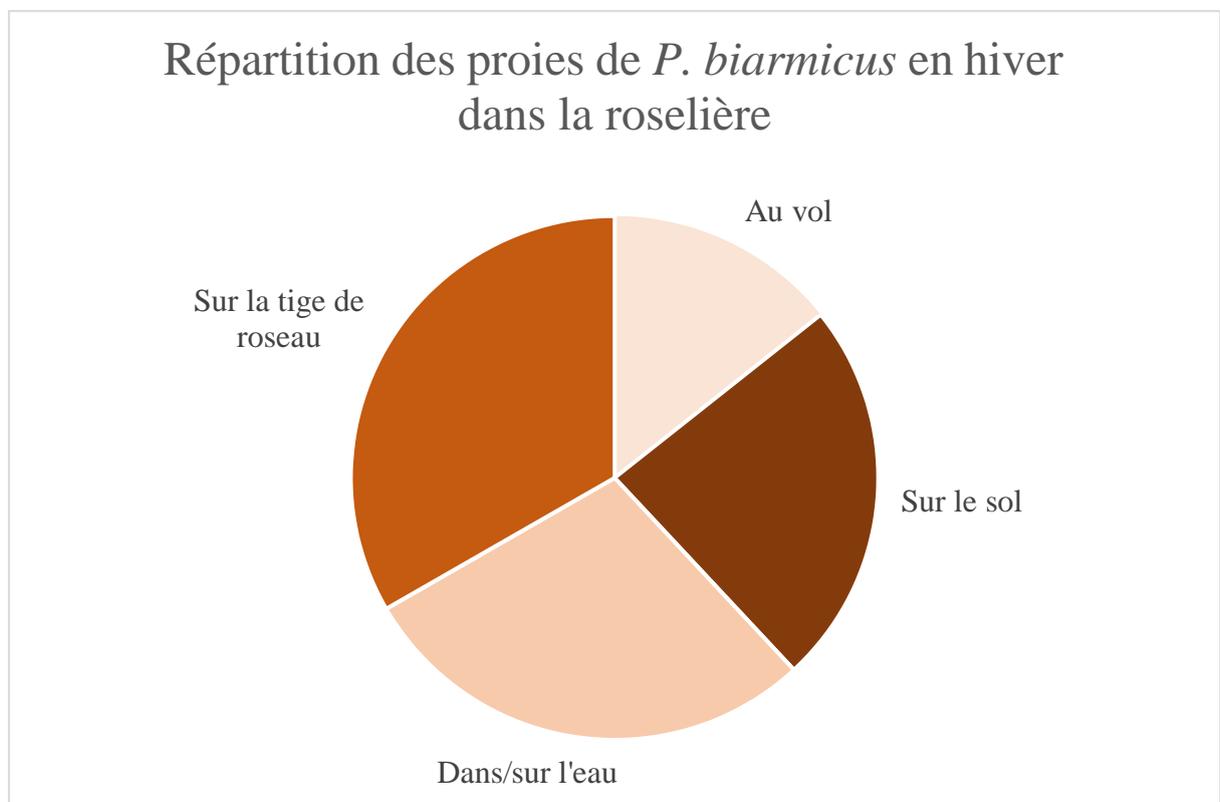


Figure 25: Répartition des proies dans la roselière, consommées par *P. biarmicus* en hiver 2020-2021

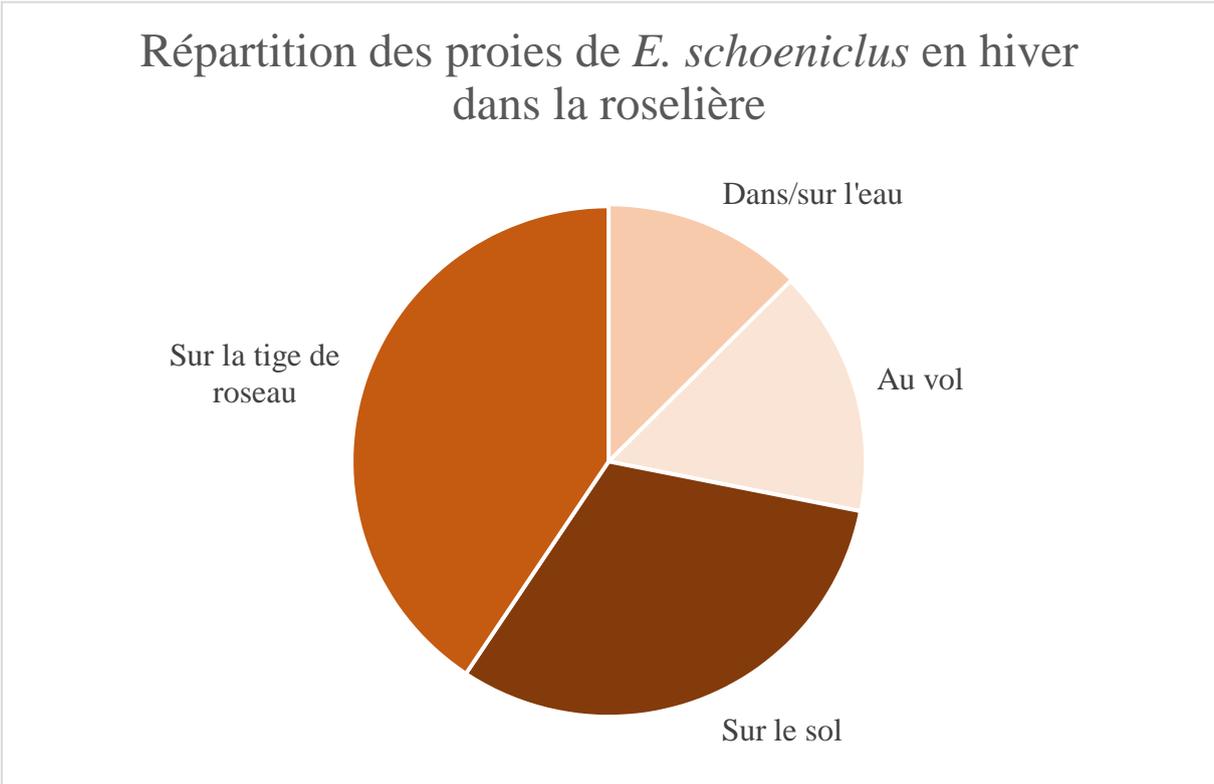


Figure 26: Répartition des proies dans la roselière, consommées par *E. schoeniclus* en hiver 2020-2021

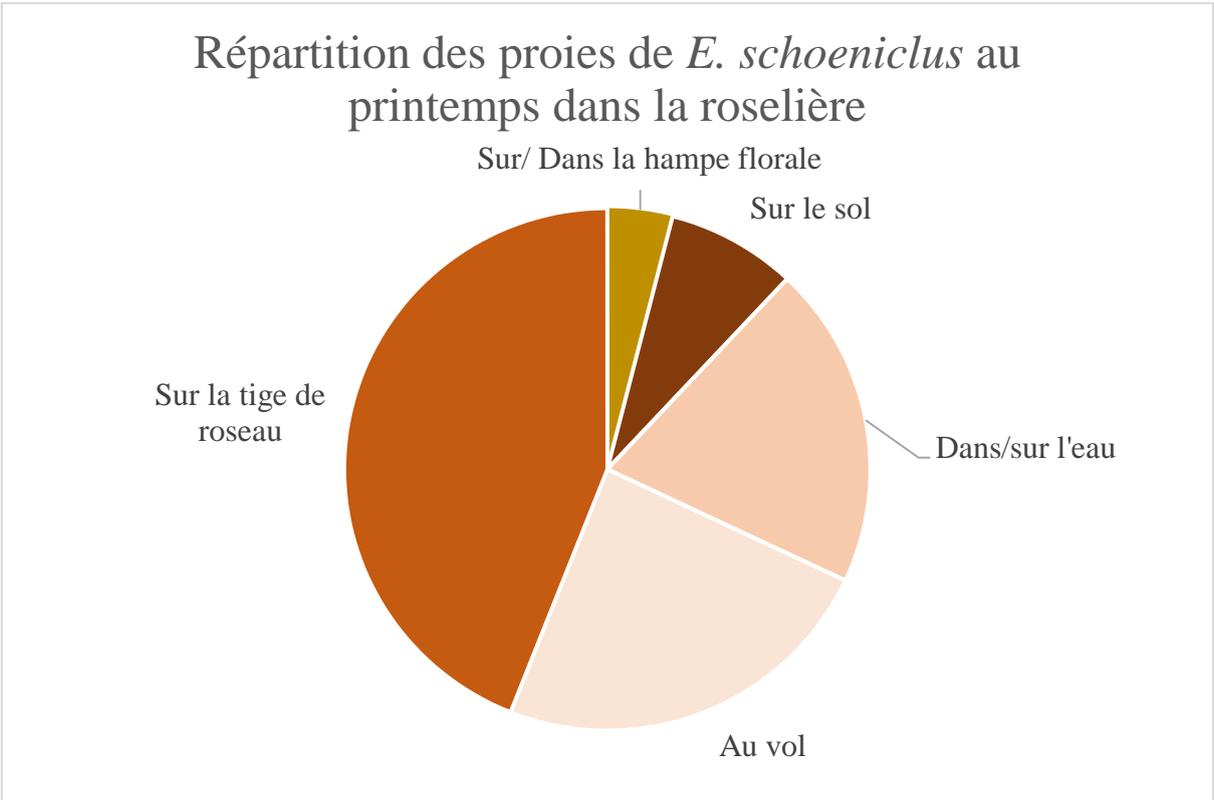


Figure 27: Répartition des proies dans la roselière, consommées par *E. schoeniclus* au printemps 2020-2021

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

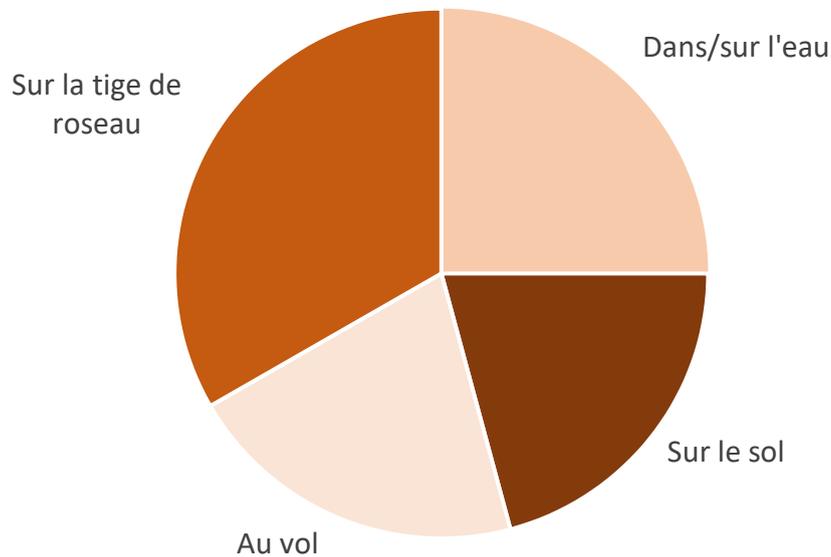


Figure 28: Répartition des proies dans la roselière, consommées par *C. cetti* en automne 2020-2021

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

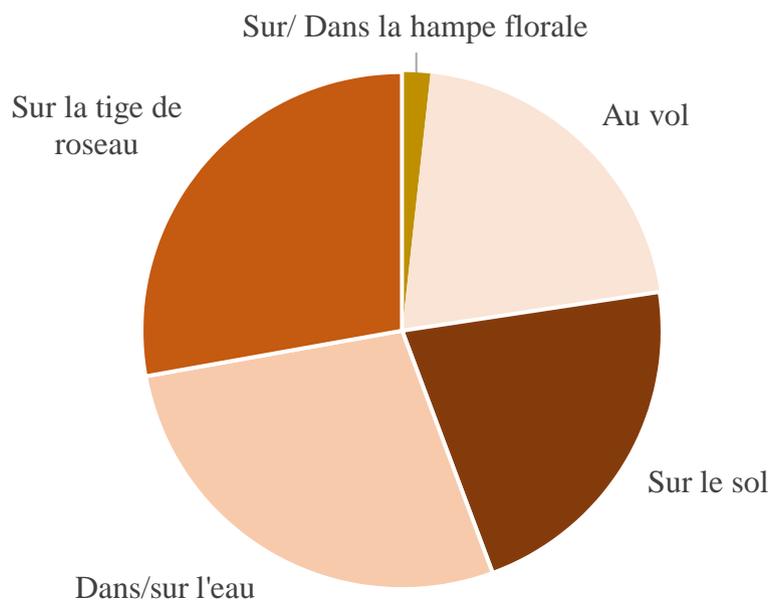


Figure 29: Répartition des proies dans la roselière, consommées par *C. cetti* en hiver 2020-2021

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

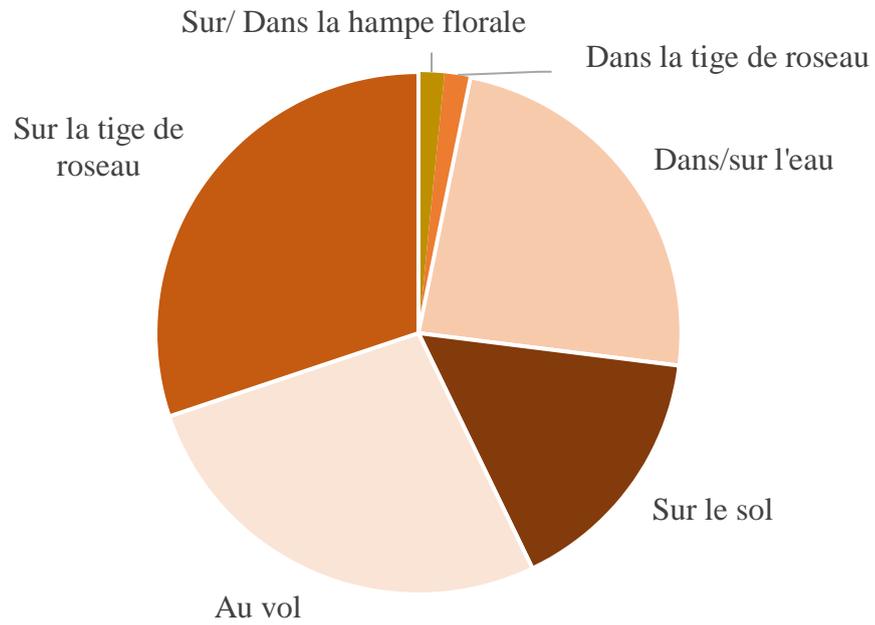


Figure 30: Répartition des proies dans la roselière, consommées par *C. cetti* au printemps 2020-2021

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

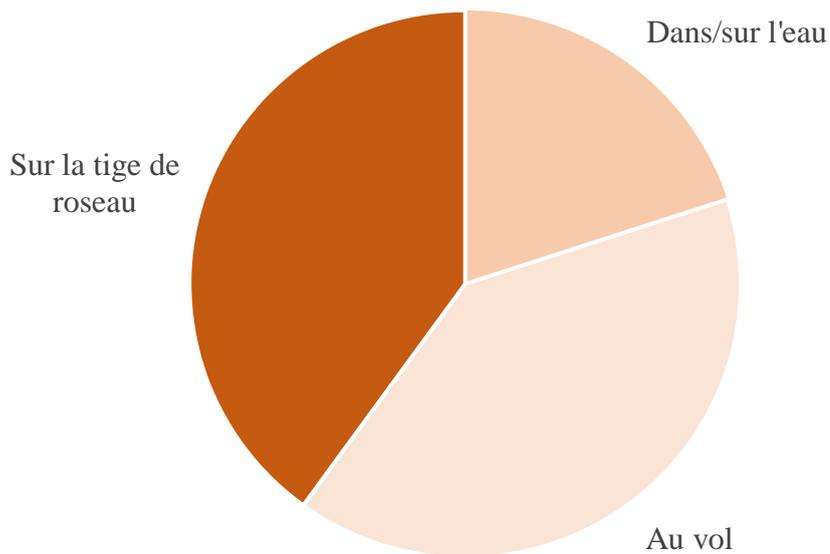


Figure 31: Répartition des proies dans la roselière, consommées par *A. melanopogon* en automne 2020-2021

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

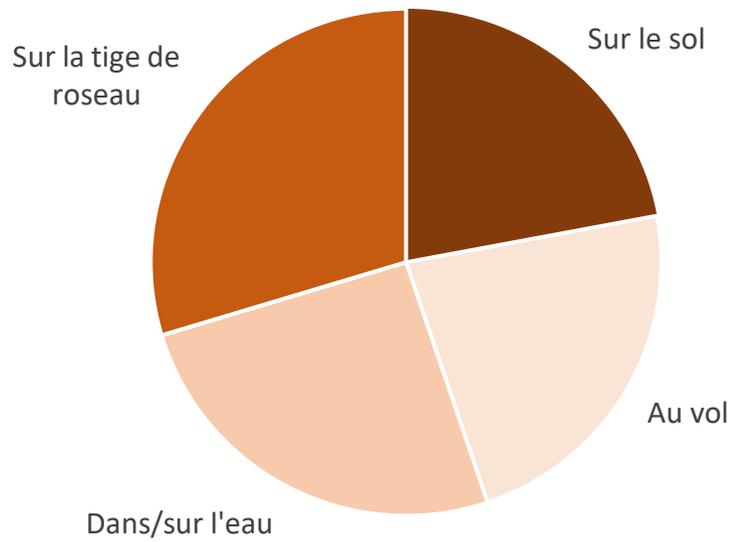


Figure 32: Répartition des proies dans la roselière, consommées par *A. melanopogon* en hiver 2020-2021

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

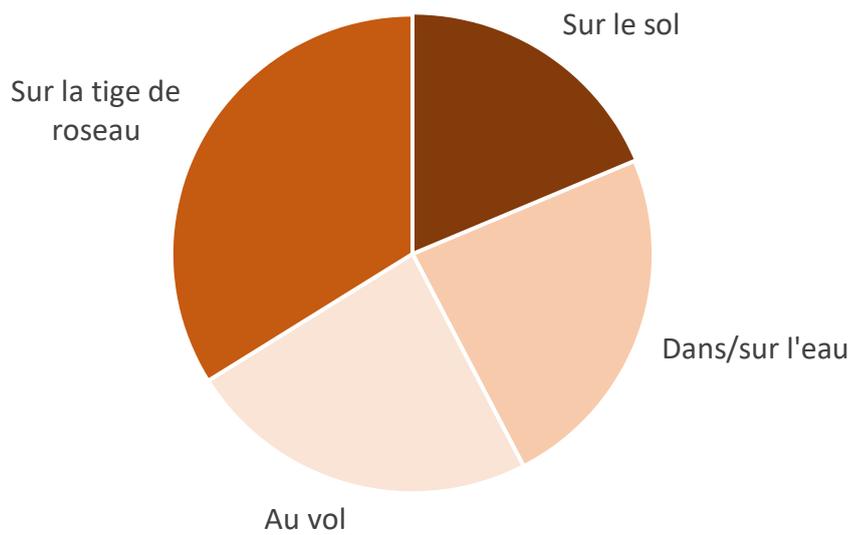


Figure 33: Répartition des proies dans la roselière, consommées par *A. melanopogon* au printemps 2020-2021

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 nahrungstuden, 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>
- Robert Vincent et Al., 2019, Distribution chart for Euro-Mediterranean mosquitos (western Palearctic region), Journal of the European Mosquito Control Association
- Roggenbuck M., Bærholm Schnell I et al., 2014, The microbiome of New World vultures
<https://doi.org/10.1038/ncomms6498>
- Rytönen 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=IwAR0qpGKeefgNN9x0FVvCJlBI5Nbk7gbNWYUkkk5oz8KcQztHNpXpGQlozWE>
- 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.
- Vollot Benjamin, 2017, Amélioration des connaissances concernant le Bruant des roseaux à gros bec (*Emberiza schoeniclus witherbyi*/ESW) sur une portion du littoral méditerranéen comprise entre le sud de Montpellier (34) à l'ouest, l'Etang de Berre (13) à l'est et Orange (84) au nord ; suivi effectué par CMR hors période de reproduction
- 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 44recreational 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

