

Utilisation des bols colorés en Martinique (Antilles françaises) : quelles possibilités pour l'inventaire et le suivi des Insectes pollinisateurs des agrosystèmes fruitiers ?

Pierre C., Dumbardon-Martial E. & Singh C.



DIRECTEUR DE LA PUBLICATION : Bruno David,
Président du Muséum national d'Histoire naturelle

RÉDACTEUR EN CHEF / *EDITOR-IN-CHIEF*: Jean-Philippe Siblet

ASSISTANTE DE RÉDACTION / *ASSISTANT EDITOR*: Sarah Figuet (naturae@mnhn.fr)

MISE EN PAGE / *PAGE LAYOUT*: Sarah Figuet

COMITÉ SCIENTIFIQUE / *SCIENTIFIC BOARD*:

Luc Abbadie (UPMC, Paris)
Luc Barbier (Parc naturel régional des caps et marais d'Opale, Colembert)
Aurélien Besnard (CEFE, Montpellier)
Vincent Boulet (Expert indépendant flore/végétation, Frugières-le-Pin)
Hervé Brustel (École d'ingénieurs de Purpan, Toulouse)
Audrey Coreau (AgroParis Tech, Paris)
Patrick De Wever (MNHN, Paris)
Thierry Dutoit (UMR CNRS IMBE, Avignon)
Éric Feunteun (MNHN, Dinard)
Romain Garrouste (ISYEB, Paris)
Grégoire Gautier (Parc national des Cévennes, Florac)
Olivier Gilg (Réserves naturelles de France, Dijon)
Frédéric Gosselin (Irstea, Nogent sur Vernisson)
Frédéric Hendoux (MNHN, Paris)
Xavier Houard (OPIE, Guyancourt)
Isabelle Leviol (MNHN, Paris)
Francis Meunier (Conservatoire d'espaces naturels – Picardie, Amiens)
Serge Muller (MNHN, Paris)
Francis Olivereau (DREAL Centre, Orléans)
Laurent Poncet (MNHN, Paris)
Nicolas Poulet (ONEMA, Toulouse)
Jean-Philippe Siblet (MNHN, Paris)
Laurent Tillon (ONF, Paris)
Julien Touroult (MNHN, Paris)

Naturae est une revue publiée par les Publications scientifiques du Muséum, Paris
Naturae is a journal published by the Museum Science Press, Paris

Naturae est distribuée en Open Access sur le site web des Publications scientifiques du Muséum:
<http://www.revue-naturae.fr>

Les Publications scientifiques du Muséum publient aussi:
The Museum Science Press also publish:

European Journal of Taxonomy
Revue électronique / *Electronic journal* – <http://www.europeanjournaloftaxonomy.eu>

Adansonia
Abonnement / *Subscription* 2017: Institutions / *Institutions*: 71,09 €; Particuliers / *Individuals*: 35,55 €

Anthropozoologica
Abonnement / *Subscription* 2017: Institutions / *Institutions*: 52,13 €; Particuliers / *Individuals*: 26,07 €

Geodiversitas
Abonnement / *Subscription* 2017: Institutions / *Institutions*: 146,91 €; Particuliers / *Individuals*: 73,46 €

Zoosystema
Abonnement / *Subscription* 2017: Institutions / *Institutions*: 146,91 €; Particuliers / *Individuals*: 73,46 €

Utilisation des bols colorés en Martinique (Antilles françaises) : quelles possibilités pour l'inventaire et le suivi des Insectes pollinisateurs des agrosystèmes fruitiers ?

Chloé PIERRE
Eddy DUMBARDON-MARTIAL
Clara SINGH

FREDON (Fédération régionale de Défense contre les Organismes nuisibles)
Route du Lycée agricole, Croix-Rivail, F-97224 Ducos (Martinique)

c.pierre@fredon972.org
e.dumbardon-martial@fredon972.org
clara.singh@laposte.net

Publié le 23 août 2017

Pierre C., Dumbardon-Martial E. & Singh C. 2017. — Utilisation des bols colorés en Martinique (Antilles françaises) :
quelles possibilités pour l'inventaire et le suivi des Insectes pollinisateurs des agrosystèmes fruitiers ? *Naturae* 11: 1-16.

RÉSUMÉ

La préservation des pollinisateurs et de leur service de pollinisation est aujourd'hui un enjeu international majeur. Les études d'inventaire et de suivi des communautés requièrent des techniques simples, efficaces et standardisées pour chaque zone biogéographique. Le piégeage des pollinisateurs (Apoidea Latreille, 1802 et Syrphidae Latreille, 1802) par bols colorés (blanc, bleu, jaune) a été comparé avec deux autres techniques actives de capture dans des agrosystèmes fruitiers de Martinique. L'effet de la couleur des bols colorés sur leur efficacité a aussi été testé. Les pollinisateurs sont globalement plus abondamment piégés dans les bols blancs et bleus. Les Halictidae Thomson, 1869 sont le groupe le plus abondamment capturé (76 % de l'ensemble des échantillons collectés). Sur les 14 espèces de pollinisateurs détectées, les Syrphes ne sont pas mis en évidence par les bols colorés. En termes de richesse spécifique moyenne évaluée, les bols bleus et blancs donnent des résultats similaires aux techniques actives de collecte. En termes de composition, le fauchage est la technique la plus complémentaire aux bols colorés. La méthode des bols colorés est donc efficace pour inventorier et suivre les pollinisateurs dans les agrosystèmes fruitiers de Martinique dans la mesure où l'on tient compte des biais qui lui sont propres.

ABSTRACT

Pan trapping in Martinique (French West Indies): what are the possibilities for studying pollinators in fruit agrosystems?

Conservation of pollinators and their pollination service is a major issue in the world today. Surveys for inventorying and monitoring of pollinators communities require simple field methods which are efficient and standardized for each biogeographical area. Pan trapping of pollinators (Apoidea Latreille, 1802 and Syrphidae Latreille, 1802) with white, blue and yellow bowls is compared to one selective and one non-selective net trapping in fruit agrosystems in Martinique. We investigated the preference of pollinators on the color of the bowl trap used. Catches of pollinators in white and blue bowls are more important than in the yellow bowls. Halictid bees (Halictidae Thomson, 1869) were the most abundant insect pollinators captured by pan trap (76 %). Fourteen species of pollinators were inventoried with all used methods but syrphid species were not captured by colored bowls. Blue and white pan trap showed a mean of species richness similar to net trapping. The results of species composition showed that the no-selective net trapping and pan trapping are the most complementary methods. Pan trapping is an efficient field method for inventorying and monitoring pollinators in fruit agrosystems in Martinique but its bias must be taken account.

MOTS CLÉS
Communauté des
pollinisateurs,
techniques
d'échantillonnage,
agriculture,
Antilles.

KEY WORDS
Pollinators community,
sampling methods,
agriculture,
West Indies.

INTRODUCTION

La préservation des pollinisateurs et de leur service de pollinisation est un enjeu international majeur qui a conduit les pouvoirs publics français à définir et à appliquer de façon cohérente un plan national dont l'objectif général est de sauvegarder, à l'échelle du territoire, la communauté des pollinisateurs et les services écosystémiques qu'ils assurent (Gadoum & Roux-Fouillet 2016). L'acquisition et l'amélioration des connaissances sont des actions prioritaires de ce plan qui nécessiteront l'usage de techniques de collecte permettant l'inventaire et le suivi des espèces. La pose de bols colorés est une technique d'échantillonnage efficace pour évaluer la diversité et l'abondance des abeilles (Westphal *et al.* 2008). Peu coûteuse en temps, en matériel et mobilisant un nombre restreint d'opérateurs, elle rend ainsi simple et pratique la réalisation d'inventaires. Complémentaire aux méthodes classiques, l'utilisation des bols permet de contrôler les biais de certaines techniques liés à l'opérateur (fauchage, chasse à vue, observations) (Westphal *et al.* 2008).

Ainsi le piégeage par l'utilisation des bols colorés est souvent privilégié par les grandes instances internationales ou les organismes de recherche pour caractériser de façon standardisée la communauté des Abeilles dans les habitats de diverses zones biogéographiques. Dans le cadre du projet « conservation et gestion des pollinisateurs pour une agriculture durable au sein d'une approche écosystémique », la FAO (Food Agriculture Organization of the United Nations) a établi un protocole d'évaluation et de suivi des pollinisateurs dans les systèmes agricoles. Applicable dans tous les pays, il recommande l'utilisation des bols colorés tout en détaillant leur mise en place au champ et les méthodes de gestion et de conservation des échantillons collectés (Lebuhn *et al.* 2010). En Amérique tropicale, Gonçalves & Oliveira (2013) ont testé l'efficacité des bols dans les forêts semi-décidues du Brésil, obtenant alors des résultats sur l'abondance des Abeilles et la composition des échantillons collectés comparables à ceux des études réalisées dans des types d'écosystèmes similaires d'Amérique tropicale (Krug & Alves-Dos-Santos 2008), d'Amérique du Nord (Droege *et al.* 2010) et d'Australie (Gollan *et al.* 2011).

En Europe continentale, les bols colorés intègrent des protocoles d'échantillonnage d'études évaluant l'impact de l'urbanisation sur la structure des communautés d'Abeilles (Fortel *et al.* 2014) ou d'études déterminant l'influence des éléments paysagers sur les pollinisateurs dans les agrosystèmes (Westphal *et al.* 2008; Carré *et al.* 2009; Le Féon 2010; Krewenka *et al.* 2011; Bailey 2014).

En revanche, l'usage des bols de couleur pour l'inventaire d'Insectes reste très marginal dans les Régions ultrapériphériques (RUP). Récemment utilisée pour compléter les méthodes d'échantillonnage de la faune entomologique des ZNIEFF de Martinique, la technique des bols colorés s'est limitée à la mise en place d'une série monochrome (jaune) de réceptacles destinée à collecter davantage d'Insectes floricoles (Touroult *et al.* 2015). Complémentaires aux dix autres techniques utilisées, les bols jaunes se sont avérés très efficaces et ont permis d'obtenir un inventaire taxonomiquement plus représentatif que les précédentes études des ZNIEFF (Touroult *et al.* 2015).

Si l'efficacité d'attraction des bols colorés peut varier selon les régions biogéographiques (Saunders & Luck 2013), il s'avère que le niveau d'abondance et la diversité des taxons collectés à l'aide des bols varient aussi selon les couleurs choisies. Cet effet s'explique par la sensibilité des Insectes à un large spectre de couleur allant de l'ultraviolet ($\lambda = 300-400$ nm) au rouge ($\lambda = 600-700$ nm) et est modulé selon la structure des communautés propre à un territoire (Gollan *et al.* 2011) et selon la préférence des espèces aux couleurs des objets naturels auxquels elles sont associées dans leur habitat (Kirk 1984; Dafni *et al.* 1990; Giurfa *et al.* 1995; Leong & Thorp 1999; Saunders & Luck 2013).

À ce jour, il semble qu'aucune étude faunistique n'ait évalué le niveau d'efficacité de plusieurs couleurs de bols sur la communauté des pollinisateurs dans des conditions insulaires tropicales. Il importe donc de s'interroger sur le niveau d'adaptabilité de la technique des bols colorés dans les Antilles, (technique passive de collecte jusque-là utilisée sur des territoires continentaux), afin d'optimiser les inventaires et le suivi des pollinisateurs propre à cette région du monde.

Pour cela il s'agira d'évaluer :

- le niveau de similitude entre le mode de collecte par bols colorés et deux techniques actives de capture (fauchage et chasse à vue) couramment utilisées dans les inventaires entomologiques ;
- l'effet de la couleur sur l'efficacité de la méthode des bols colorés.

Dans le cadre de la démarche collective de préservation des pollinisateurs et de leurs services écosystémiques à l'échelle nationale, cette étude a l'ambition de contribuer à l'amélioration des connaissances faunistiques sur les Insectes pollinisateurs et d'apporter des références sur l'efficacité des techniques d'échantillonnage dans les Antilles.

MATÉRIEL ET MÉTHODE

CONTEXTE MÉTHODOLOGIQUE : CHOIX DES AGROSYSTÈMES FRUITIERS COMME SUPPORT D'ÉTUDE

L'intensification agricole depuis la moitié du XX^e siècle s'est faite au dépend de la biodiversité et du maintien des services écosystémiques (Stoate *et al.* 2001). En revanche, les écosystèmes cultivés, conduits sur la base d'un modèle agricole extensif, peuvent répondre aux exigences des pollinisateurs en matière de ressources et de nidification, contribuant ainsi au maintien des communautés à l'échelle du paysage (Westphal *et al.* 2003; Le Féon 2010; Batary *et al.* 2011).

En Martinique, la gestion des agrosystèmes fruitiers s'inscrit depuis plusieurs années dans le cadre d'une protection raisonnée ou d'une protection biologique intégrée : lutte biologique de conservation, gestion mécanique de l'enherbement, intégration de petits animaux d'élevage dans les vergers pour un contrôle agroécologique de la flore adventice (Filin 2001; Duféal & Davidas 2004; Lavigne *et al.* 2011; Lavigne *et al.* 2012). Ainsi dans ces systèmes de cultures pérennes (vergers) (Fig. 1), la gestion extensive de la culture et notamment de la flore adventice faite par la combinaison spatio-temporelle de plusieurs techniques de désherbage permet de maintenir un niveau d'enherbement permanent dans les parcelles tout en limitant



FIG. 1. — Agrosystème fruitier d'Agrumes et de Goyaviers. Crédit photo : FREDON Martinique.

le recours aux produits phytosanitaires (Anonyme 2006). À cette échelle, le couvert herbacé, dont la diversité et l'abondance des espèces végétales varient en partie selon le mode de gestion appliqué, constitue donc une ressource nectarifère et pollinifère potentielle pour les Insectes pollinisateurs et les autres groupes fonctionnels des agrosystèmes fruitiers (Laget *et al.* 2014). Par conséquent, ces derniers sont de bons supports d'étude pour vérifier le niveau d'adaptabilité de la technique des bols colorés.

SITES D'ÉTUDE

L'étude a été conduite d'avril à août 2015. Au total huit exploitations agricoles ont été sélectionnées dans la principale zone de production fruitière s'étendant du centre-sud jusqu'à la partie septentrionale de l'île (Bertin & Picasso 1990; Filin 2001). Au sein de ces exploitations, 14 parcelles conduites en arboriculture fruitière ont été échantillonnées dont neuf d'entre elles constituées d'Agrumes (*Citrus* sp., Rutaceae Juss.) et les cinq autres de Goyaviers (*Psidium guajava* L., 1753, Myrtaceae Juss.) (Fig. 2). Les conditions climatiques correspondent à un bioclimat de type tropical inférieur assez humide, caractérisé par une température supérieure à 25 °C et une pluviométrie comprise entre 1500 mm et 2000 mm (Portecop 1979). La gestion de l'enherbement des parcelles étudiées est relativement homogène se faisant sur la base d'un désherbage mécanique complété ponctuellement par un désherbage chimique.

MÉTHODES D'ÉCHANTILLONNAGE ET DISPOSITIF EXPÉRIMENTAL

Le piégeage par bols colorés est utilisé pour échantillonner de façon passive les Insectes pollinisateurs (Campbell & Hanula 2007; Saunders & Luck 2013) et plus particulièrement les Abeilles

(Westphal *et al.* 2008; Wilson *et al.* 2008; Droège *et al.* 2010; Gonçalves & Oliveira 2013). Des bols alimentaires blancs en plastique d'une capacité de 360 cm³ (Ø = 79,2 mm; h = 50 mm) sont peints à l'aide d'une peinture aérosol bleu, jaune ou sont laissés blancs (couleur d'origine). Ces trois couleurs sont les plus couramment retenues car elles couvrent une gamme diversifiée de longueurs d'ondes du spectre visuel et correspondent en partie aux couleurs des fleurs et aux différentes préférences de couleurs variables selon les espèces d'Abeilles (Leong & Thorp 1999; Wilson *et al.* 2008). Fixés sur des piquets métalliques à hauteur de la strate herbacée, ils sont remplis aux trois quarts d'une solution composée d'eau et d'un mouillant neutre (détergent ménager incolore et sans parfum) (Fig. 3).

Chaque couleur de bol est considérée comme une technique individuelle d'échantillonnage. Les couleurs sont comparées entre elles et avec les techniques de référence que sont le fauchage et la chasse à vue.

Dans les 14 parcelles sélectionnées, l'ensemble de ces techniques sont mises en œuvre au sein d'un dispositif expérimental standardisé et organisé en six transects de 30 m de long délimités dans les inter-rangs des parcelles (Fig. 4).

Sur trois de ces transects (les 1^{er}, 3^e et 5^e transects), un bol jaune, un blanc et un bleu sont disposés à 15 m d'intervalle, toujours dans cet ordre et sont laissés en place durant 72 h.

Les relevés non sélectifs par fauchage sont réalisés aussi sur ces transects à hauteur de la strate herbacée à l'aide d'un filet entomologique (Ø = 40 cm). Ces relevés sont mis en œuvre à 8 h, 11 h et 15 h.

La chasse à vue est une méthode plus sélective, appliquée ici aux seuls pollinisateurs. Les pollinisateurs, repérés en activité de butinage, sont capturés pendant 30 min, le long



FIG. 2. — Localisation des exploitations et des parcelles échantillonnées. **Exploitation A**, parcelles 1, 2 et 3; **Exploitation B**, parcelles 4 et 5; **Exploitation C**, parcelle 6; **Exploitation D**, parcelle 7; **Exploitation E**, parcelle 8; **Exploitation F**, parcelles 9, 10 et 11; **Exploitation G**, parcelles 12 et 13; **Exploitation H**, parcelle 14. Fond de carte issu de Wikipédia.

des trois autres transects adjacents aux trois premiers (le 2^e, 4^e et 6^e transects) afin de ne pas perturber la communauté échantillonnée par les autres techniques. La capture sélective des pollinisateurs a lieu à 8 h 30, 9 h et 10 h.

Les relevés ont lieu dans des conditions favorables aux pollinisateurs (vent faible et absence de pluie) et l'ensemble du matériel biologique collecté est conservé dans l'alcool à 90° dans la collection entomologique de la FREDON Martinique avant d'être identifié.

Le dispositif est mis en place en prenant soin de vérifier préalablement les conditions culturales suivantes :

- la parcelle choisie est constituée d'un verger d'arbres productifs de plus de quatre ans plantés selon les densités habituellement préconisées localement pour les espèces fruitières considérées (280 à 300 arbres/ha) ;
- le couvert végétal en place est constitué essentiellement d'espèces adventices. Les parcelles dont la gestion de l'enherbement se fait par l'implantation de plantes de couverture ne sont pas retenues pour l'installation du dispositif ;
- le couvert végétal des parcelles doit présenter un bon niveau de recouvrement au sol et ne doit pas avoir fait l'objet d'une opération de désherbage.



FIG. 3. — Bols colorés dans un verger de Goyaviers. Crédit photo : FREDON Martinique.

CHOIX DES TAXONS ÉTUDIÉS ET IDENTIFICATION DES SPÉCIMENS COLLECTÉS

De nombreux insectes appartenant à divers ordres (Diptères, Lépidoptères, Coléoptères, Hyménoptères) présentent une activité floricole (Willmer 2011). Cependant, cette dernière ne garantit pas toujours l'action de pollinisation (King *et al.* 2013). Un pollinisateur doit être capable d'assurer le transfert d'une quantité suffisante de pollen viable vers un stigmate réceptif au sein d'une même espèce végétale (King *et al.* 2013). Du fait de leurs particularités morphologiques (pilosité, organes de récolte spécialisés, etc.), de leur alimentation (nectar, pollen, etc.) et de leur comportement (fidélité vis-à-vis de la ressource florale exploitée, etc.), les Abeilles (Apoidea Latreille, 1802) et les Syrphes (Syrphidae Latreille, 1802) sont connus pour être des pollinisateurs de nombreuses plantes spontanées et cultivées (Pesson & Louveaux 1984; Roubik 1995). Dans le cadre de notre étude, le choix des pollinisateurs s'est donc restreint à ces deux groupes taxonomiques.

Les Arthropodes n'appartenant pas aux groupes des pollinisateurs choisis sont identifiés au rang de la famille (ou dans certains cas aux rangs taxonomiques supérieurs) à partir de la clé proposée par Delvare & Aberlenc (1989). Les spécimens non identifiés représentent 2,3 % de l'échantillon total. Ils ne sont pas pris en compte pour les analyses.

Les Abeilles (Apidae Latreille, 1802 et Megachilidae Latreille, 1802) sont identifiées au rang d'espèce à partir de la collection entomologique de la FREDON Martinique dont les déterminations ont été réalisées par François Meurgey de

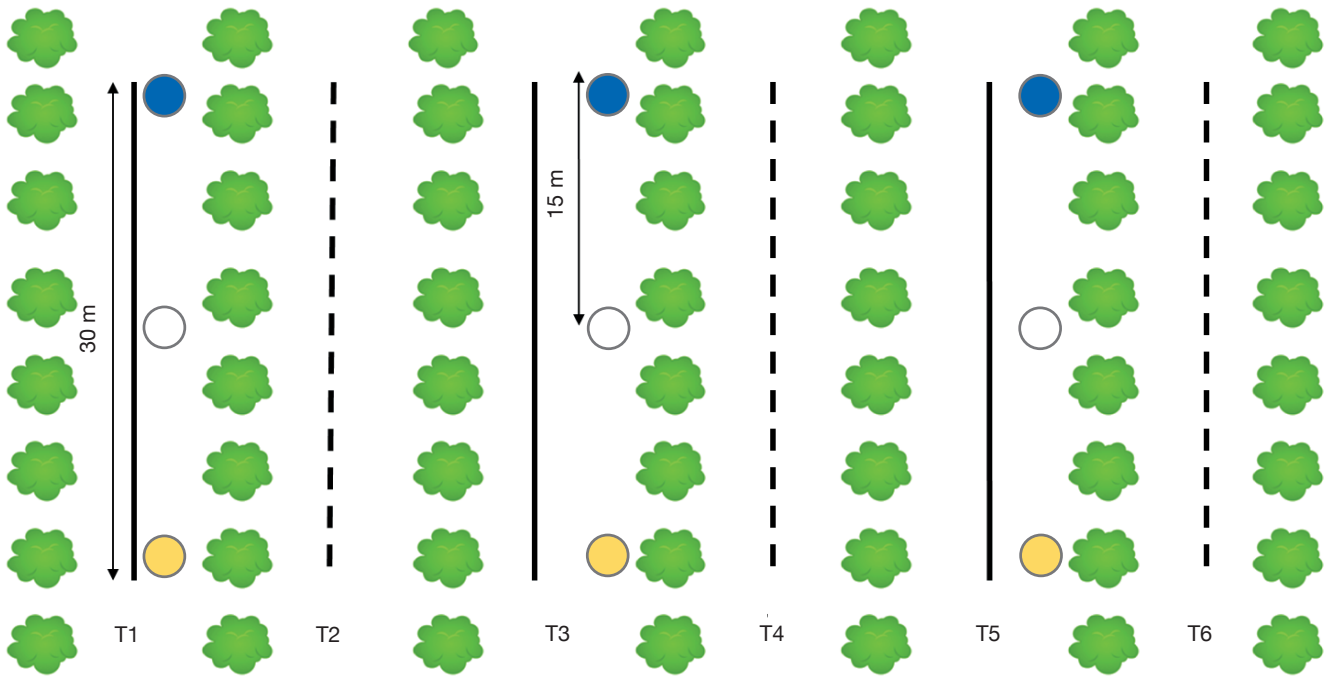


FIG. 4. — Dispositif expérimental. Les transects sont identifiés par des numéros (de T1 à T6). Le fauchage est réalisé sur les transects schématisés en traits pleins, la chasse à vue sur les transects en pointillés. Les cercles colorés symbolisent les bols colorés.

la Société d'Histoire naturelle l'Herminier (SHLNH). La détermination des Halictes (Halictidae Thomson, 1869) a été assurée par Alain Pauly de l'Institut royal des Sciences naturelles de Belgique. L'identification des espèces de Syrphes (Syrphidae) s'est faite à partir des clés des Syrphes des Antilles établies par Thompson (1981). Les spécimens non identifiés représentent 0,6 % de l'échantillon des pollinisateurs. Ils ne sont pas pris en compte pour les analyses. Les spécimens sont conservés dans la collection entomologique de la FREDON Martinique à Croix-Rivail (Ducos).

ANALYSES DE DONNÉES

L'analyse des données est basée sur des tests non paramétriques car ni les conditions de normalité ni l'homogénéité des variances ne sont respectées (Tests de Shapiro et de Bartlett, $p < 5\%$) et qu'il est préférable de ne pas transformer ce type de données (Saunders & Luck 2013). Les analyses sont toutes réalisées avec le logiciel R3.3.1 (R Core Team 2016).

Similitude des quatre techniques étudiées (bols colorés bleus, blancs, jaunes et fauchage) pour l'échantillonnage des divers groupes d'insectes du couvert herbacé

Afin d'évaluer le niveau de similitude des techniques, une analyse comparative des abondances des taxons obtenus par chacune d'entre elles est réalisée en utilisant le test de Durbin avec bloc (package PMCMR). Similaire au test de Friedman pour lequel il est nécessaire de disposer d'un plan en blocs équilibrés, le test de Durbin est choisi afin de prendre en compte un plan d'expérience incomplet lié à la perte d'échantillons de cinq de nos bols. Les bols de chaque couleur ainsi que les transects de fauchage sont les unités d'échantillonnage tandis que les 14 parcelles sont les blocs et les méthodes de capture des groupes. Il

est ensuite complété par le test « *post hoc* » de Durbin pour des comparaisons multiples (deux à deux) des techniques.

Similitude des cinq techniques étudiées (bols colorés bleus, blancs, jaunes, fauchage et chasse à vue) pour l'échantillonnage des pollinisateurs du couvert herbacé des vergers

De même, pour évaluer si les cinq techniques de capture testées dans cette étude présentent une complémentarité, le schéma d'analyse décrit précédemment est appliqué pour comparer l'abondance des familles et des espèces et identifier des différences entre les techniques testées deux à deux.

Les bols de chaque couleur ainsi que les transects de fauchage et de chasse à vue sont les unités d'échantillonnage tandis que les 14 parcelles sont les blocs.

Pour les situations où le test « *post hoc* » de Durbin révèle une différence significative entre deux techniques de capture, l'analyse est complétée par un test de corrélation de Spearman au niveau de l'espèce en excluant les données manquantes. Les analyses sont réalisées avec $n = 37$ unités d'échantillonnage pour chaque technique en utilisant le package Hmisc pour l'obtention des matrices de coefficient de corrélation et des p -value.

Complémentarité et efficacité des cinq techniques pour la caractérisation de la composition de la communauté des pollinisateurs du couvert herbacé des vergers

Pour tester si certaines techniques de capture permettent de détecter un plus grand nombre d'espèces de pollinisateurs, la richesse spécifique a été calculée pour chacune des unités d'échantillonnage. Elle a ensuite été comparée selon le même schéma d'analyse que les données d'abondance (test de Durbin puis test « *post hoc* » de Durbin et corrélation de Spearman pour les comparaisons significativement différentes).

De plus, pour évaluer les différences de composition des captures de pollinisateurs obtenus avec les différentes techniques, une analyse de similarité (ANOSIM) (Clarke 1993) a été réalisée sur les données d'abondance des pollinisateurs avec 1 000 000 permutations et l'indice de Bray Curtis comme coefficient. Cette analyse est effectuée sur les données imputées de façon multiple par « Predictive Mean Matching » (PMM) (package mice) puis « poolées » à l'échelle de la parcelle pour chaque technique de capture (Glasson-Cicognani & Berchtold 2010). Sur cette même matrice, une analyse multidimensionnelle non métrique (NMDS) en trois dimensions et avec 1000 itérations est réalisée afin de représenter visuellement les différences de compositions des communautés de pollinisateurs capturés par les différentes techniques. Pour distinguer les taxons contribuant le plus à ces différences une analyse du pourcentage de similarité (SIMPER) est ajoutée aux analyses précédentes.

L'efficacité des différentes techniques pour la détection de la richesse spécifique est appréhendée elle aussi à l'échelle de la parcelle grâce au « Sample coverage (Sc) ». Ce dernier se définit par le nombre d'espèces détectées par la méthode évaluée sur le nombre total d'espèces décelées sur un site toutes méthodes de captures confondues (Westphal *et al.* 2008). Les efficacités des techniques sont comparées avec une ANOVA suivie du test de comparaison multiple Student-Newman-Keuls (SNK, package agricolae) pour comparer deux à deux les efficacités des méthodes.

L'effort d'échantillonnage est évalué en réalisant les courbes d'accumulation à l'échelle de l'unité d'échantillonnage (bol ou transect) et de la parcelle pour chaque méthode de capture. Pour déterminer l'efficacité de l'échantillonnage, une estimation de la richesse spécifique est donnée par le calcul de l'estimateur Jackknife 2. Ce dernier est choisi car il est l'un des moins dépendants de la couverture de l'échantillonnage et possède une précision élevée même pour une faible intensité d'échantillonnage en comparaison aux autres estimateurs (Hortal *et al.* 2006).

Les analyses précédemment évoquées sont réalisées avec le package vegan et vegan3d.

RÉSULTATS

VARIABILITÉ DE LA DIVERSITÉ ET DE L'ABONDANCE DES TAXONS SELON LES TECHNIQUES

Pour l'ensemble des méthodes de collecte étudiées, un total de 10 613 Insectes répartis dans 12 ordres a été capturé. Les Diptères, les Coléoptères, les Hyménoptères et les Hémiptères regroupent 66 familles (Tableau 1). Les Araignées (Araneae Clerck, 1758), Hémiptères et Orthoptères sont les taxons dont les abondances sont significativement plus élevées par fauchage. Quelle que soit leur couleur, les bols piègent principalement des Diptères (48 à 55 %) à l'inverse du fauchage qui capture préférentiellement des Hémiptères (49 %). Les trois couleurs de bols colorés permettent la capture des Diptères et des Hyménoptères à des niveaux d'abondance similaires à ceux obtenus par fauchage (Durbin chi-squared = 6,0733,

$p = 0,1$ et Durbin chi-squared = 4,1476, $p = 0,2$) avec une dominance différenciée de certaines familles pour chaque couleur : les Dolichopodidae Latreille, 1809 et les Tachinoïdæ (Tachinidae Fleming, 1821 et Sarcophagidae Haliday, 1853) pour le jaune ou les Drosophilidae Rondani, 1856 pour les couleurs bleu et blanc.

VARIABILITÉ DE L'ABONDANCE ET DE LA DIVERSITÉ DES POLLINISATEURS ÉTUDIÉS

Les 1224 Insectes pollinisateurs capturés par l'ensemble des techniques ont permis d'identifier en tout 14 espèces réparties dans la famille des Syrphidae (6) et le groupe des Abeilles apoïdes (8) (Tableau 2).

Au regard de toutes les techniques, les Syrphes sont révélés uniquement par les techniques actives de collecte. Une différence d'abondance significative est observée chez *Toxomerus dispar* (Fabricius, 1794) et *Toxomerus floralis* (Fabricius, 1798) (Durbin chi-squared = 11,195, $p = 0,02$ et Durbin chi-squared = 27,751, $p = 1,4.10^{-5}$). La première espèce est plus abondamment capturée par les deux techniques actives de collecte tandis que la seconde l'est uniquement par fauchage.

Les Abeilles Apoïdæ sont représentées par trois familles et huit espèces mises en évidence par l'ensemble des techniques de collecte. Pour les Halictes (Halictidae), 80 % des spécimens sont collectés dans les bols (toutes couleurs confondues) tandis que les 20 % restant le sont par les méthodes actives de collecte. Les bols blancs et bleus sont significativement plus attractifs car ils ont permis de collecter plus de spécimens de cette famille que les bols jaunes et le fauchage, eux-mêmes plus efficaces que la chasse à vue pour la capture en abondance de cette famille. En revanche, il semble y avoir au sein de la famille une attractivité variable selon les espèces. Parmi les trois espèces collectées, *Lasioglossum* sp2 est la plus abondante et elle est préférentiellement capturée par les bols blancs et bleus. Pour cette espèce, les abondances obtenues avec les cinq techniques de capture sont toutes corrélées entre elles (rho blanc et bleu = 0,67 ; rho blanc et jaune = 0,46 ; rho blanc et fauchage = 0,61 ; rho blanc et chasse à vue = 0,48, rho bleu et jaune = 0,53 ; rho bleu et fauchage = 0,57 ; rho bleu et chasse à vue = 0,43 ; rho jaune et fauchage = 0,50 ; rho jaune et chasse à vue = 0,51 ; rho fauchage et chasse à vue = 0,71 et $p < 0,01$). L'inventaire ou le suivi de cette espèce peut donc être réalisé avec seulement l'une des cinq techniques car ces dernières sont liées entre elles par une relation monotone croissante non linéaire. *Lasioglossum* sp1 ne semble pas avoir de préférence significative pour une couleur de bol. Pour cette espèce, seules les abondances obtenues par chasse à vue et fauchage sont corrélées (rho = 0,5, $p = 0,002$). Elles sont donc éventuellement substituables l'une par l'autre.

Parmi les Apoïdæ, *Melissodes martinicensis* Cockerell, 1917 est préférentiellement capturée grâce aux bols blancs ou aux bols bleus. Les abondances obtenues avec ces deux techniques sont également corrélées (rho = 0,45, $p = 0,006$). Elles sont donc éventuellement aussi substituables car liées l'une à

TABEAU 1. — Nombre total d'Arthropodes échantillonnés par ordre et famille pour chacune des quatre techniques de capture évaluées. Les résultats des tests de Durbin sont donnés dans le tableau avec ns, $p > 0,05$; *, $p < 0,05$; **, $p < 0,01$ et ***, $p < 0,001$. Les lettres indiquent les groupes homogènes mis en évidence avec les tests « *post hoc* » de Durbin.

Ordre Famille ou taxon supérieur	Bols blancs n = 42	Bols bleus n = 40	Bols jaunes n = 39	Fauchage n = 42	Total n = 163	Test de Durbin
Araneae Clerck, 1758	7b	5b	8b	282a	302	***
Blattodea Brunner von Wattenwyl, 1882	2	0	2	0	4	ns
Coleoptera (12 familles) Linnaeus, 1758	50b	55b	53b	214a	372	**
Diptera Linnaeus, 1758	818	724	958	1693	4193	ns
Agromyzidae Fallén, 1810	31	31	18	103	183	ns
Asteiidae Rondani, 1856	0	0	1	0	1	ns
Carnidae Newman, 1834	6	4	0	0	10	ns
Calliphoridae Brauer & Bergenstamm, 1889	0	0	0	2	2	ns
Chloropidae Rondani, 1856	75b	36b	147b	884a	1142	***
Dolichopodidae Latreille, 1809	70b	38b	193a	97b	398	**
Drosophilidae Rondani, 1856	355a	454a	201b	32c	1042	***
Empididae Linnaeus, 1758	2	1	2	0	5	ns
Ephydriidae Zetterstedt, 1837	33	12	34	62	141	ns
Lauxaniidae Macquart, 1835	2	2	1	4	9	ns
Lonchaeidae Loew, 1861	0	0	0	1	1	ns
Micropezidae Loew, 1861	74	6	4	6	90	ns
Milichiidae Schiner, 1862	9	16	2	15	42	ns
Muscoidea (Muscidae Latreille, 1802; Fanniidae Townsend, 1935)	1	32	4	11	48	ns
Nematocera Schiner, 1862	25	42	39	81	187	ns
Odiniidae Hendel, 1922	1	0	0	0	1	ns
Phoridae Curtis, 1833	5b	13ab	26a	9b	53	*
Pipunculidae Walker, 1834	1	0	0	7	8	ns
Sarcophagidae Haliday, 1853	0	0	0	4	4	ns
Sepsidae Walker, 1833	0b	1b	7b	15a	23	*
Sphaeroceridae Macquart, 1835	2	1	0	0	3	ns
Stratiomyidae Latreille, 1802	2	1	3	1	7	ns
Syrphidae Latreille, 1802	0b	0b	0b	100a	100	***
Ulidiidae Macquart, 1835	15b	4b	16b	123a	158	**
Tephritidae Newman, 1834	4a	0a	0a	39b	43	**
Tachinoidea (Tachinidae Fleming, 1821; Sarcophagidae Haliday, 1853)	105b	30c	260a	97b	492	***
Hemiptera (16 familles) Linnaeus, 1758	149b	43c	139b	2889a	3220	***
Hymenoptera Linnaeus, 1758	650	439	505	615	2209	ns
Apidae Latreille, 1802	58a	24ab	15b	27b	124	*
Braconidae Nees, 1811	3b	0b	4b	33a	40	***
Chalcididae Latreille, 1817	3	5	8	13	29	ns
Chalcidoidea Latreille, 1817	11b	23a	42a	63a	139	**
Cynipidae Billberg, 1820	1	2	2	0	5	ns
Dryinidae Haliday, 1833	0	0	0	4	4	ns
Figitidae Thomson, 1862	0	0	0	2	2	ns
Formicidae Latreille, 1809	172b	185b	270a	340ab	968	*
Halictidae Thomson, 1869	400a	200a	154b	123b	877	*
Ichneumonidae Latreille, 1802	0	0	0	1	1	ns
Megachilidae Latreille, 1802	0	0	0	1	1	ns
Pompilidae Latreille, 1805	1	0	0	0	1	ns
Scelionidae Haliday, 1839	0	0	0	1	1	ns
Scoliidae Latreille, 1802	0	0	0	1	1	ns
Sphecidae Latreille, 1802	1b	0b	8a	1b	10	*
Tiphiidae Leach, 1815	0	0	1	5	6	ns
Lepidoptera Linnaeus, 1758	18b	18b	20b	92a	148	*
Odonata Fabricius, 1793	0	0	0	6	6	ns
Neuroptera Linnaeus, 1758	0	0	1	4	5	ns
Orthoptera Latreille, 1810	6b	1b	5b	106a	118	***
Psocoptera Shipley, 1904	3	3	2	0	8	ns
Thysanoptera Haliday, 1836	12	11	2	3	28	ns
Total	1715b	1299c	1695b	5904a	10613	***

TABLEAU 2. — Nombre total de pollinisateurs échantillonnés par famille et espèce pour chacune des cinq techniques de capture évaluées. Les résultats des tests de Durbin sont donnés dans le tableau avec ns, $p > 0,05$; *, $p < 0,05$; **, $p < 0,01$ et ***, $p < 0,001$. Les lettres indiquent les groupes homogènes mis en évidence avec les tests «*post hoc*» de Durbin.

Ordre, famille et espèce	Bols blanc n = 42	Bols bleus n = 40	Bols jaunes n = 39	Fauchage n = 42	Chasse à vue n = 42	Total n = 205	Test de Durbin
Diptera Linnaeus, 1758							
Syrphidae Latreille, 1802	0b	0b	0b	98a	29a	127	***
<i>Dioprosopa clavata</i> (Fabricius 1794)	0	0	0	11	7	18	ns
<i>Ornidia obesa</i> (Fabricius, 1775)	0	0	0	0	1	1	ns
<i>Palpada vinetorum</i> (Fabricius, 1798)	0	0	0	0	9	9	ns
<i>Toxomerus dispar</i> (Fabricius, 1794)	0b	0b	0b	11a	7a	18	*
<i>Toxomerus floralis</i> (Fabricius, 1798)	0b	0b	0b	75a	5b	80	***
<i>Toxomerus pulchellus</i> (Macquart, 1846)	0	0	0	1	0	1	ns
Hymenoptera Linnaeus, 1758 (Apoidea)							
Apidae Latreille, 1802	58a	24ab	15b	27b	35ab	159	*
<i>Apis mellifera</i> Linnaeus, 1758	10	3	5	19	22	59	ns
<i>Exomalopsis similis</i> Cresson, 1865	2	1	1	3	7	14	ns
<i>Melissodes martinicensis</i> Cockerell, 1917	46a	20ab	9bc	5c	5c	85	***
<i>Xylocopa fimbriata</i> Fabricius, 1804	0	0	0	0	1	1	ns
Halictidae Thomson, 1869	400a	199a	152b	126b	60c	937	***
<i>Lasioglossum</i> sp1	12b	19b	11b	70a	21b	133	**
<i>Lasioglossum</i> sp2	388a	180a	141b	55c	39c	803	***
<i>Microsphecodes</i> sp.	0	0	0	1	0	1	ns
Megachilidae Latreille, 1802	0	0	0	1	0	1	ns
<i>Megachile concinna</i> Smith, 1879	0	0	0	1	0	1	ns
Total	458a	223a	167b	252ab	124b	1224	*

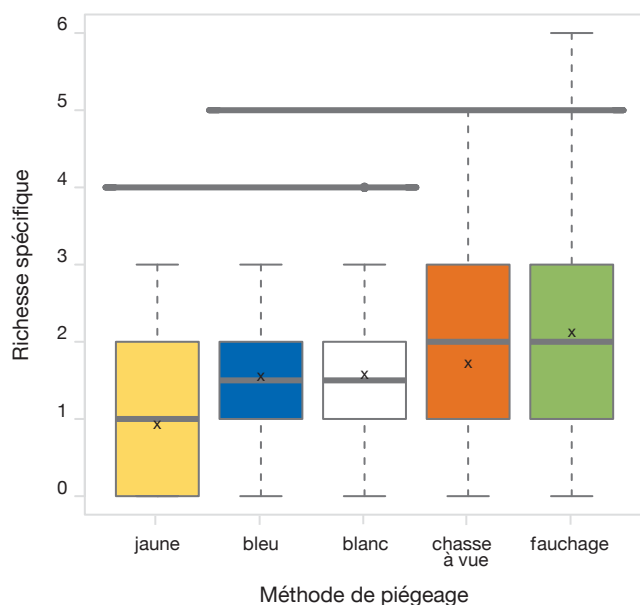


Fig. 5. — Box plot de comparaison des richesses spécifiques détectées pour chaque technique de capture à l'échelle de l'unité d'échantillonnage ($n = 14 \times 3 = 42$ bols ou transects). Le test de Durbin donne Durbin chi-squared = 10,524, $p = 0,03$. Les lignes au-dessus des boîtes indiquent les groupes de méthodes de capture dont la richesse spécifique des échantillons obtenus n'est pas significativement différente; celles qui ne se recoupent pas montrent une différence significative ($p < 5\%$) lors du test «*post hoc*» de Durbin. La croix noire indique la valeur moyenne de la richesse spécifique de chaque technique étudiée.

l'autre par une relation monotone croissante non linéaire. L'Abeille domestique (*Apis mellifera* Linnaeus, 1758) est capturée de façon indifférenciée par les cinq techniques.

COMPLÉMENTARITÉ ET EFFICACITÉ DES TECHNIQUES DE CAPTURE VIS-À-VIS DE LA FAUNE POLLINISATRICE

Richesse spécifique

La richesse spécifique n'est pas significativement différente entre les trois couleurs de bols ($p > 5\%$). De même, elle ne l'est pas entre les bols de couleur bleu et blanc et les méthodes actives de collecte. En revanche, celles-ci permettent de capturer un nombre significativement plus élevé d'espèces que les bols jaunes ($p = 0,02$ et $p = 0,0006$ au test «*post hoc*» de Durbin entre les bols jaunes et la chasse à vue et les bols jaunes et le fauchage) (Fig. 5). Aucune corrélation n'est révélée par le test de Spearman.

Composition

Les communautés échantillonnées par les bols blancs et par les bols bleus sont significativement différentes en termes de composition de celles issues des captures avec les autres techniques ($p < 0,001$) comme l'indique l'absence d'intersection entre les nœuds des box plot (Fig. 6A). Les bols bleus et blancs se révèlent donc être des techniques complémentaires à celle des méthodes actives de capture que sont le fauchage et la chasse à vue pour les inventaires et les études sur les communautés de pollinisateurs. Ce résultat est illustré par la méthode d'ordination utilisée (Fig. 6B).

Dans tous les cas, *Lasioglossum* sp2 est l'espèce qui contribue le plus aux différences observées entre les techniques de capture (Annexe 1). *Toxomerus floralis*, détecté uniquement par fauchage contribue à une part importante du reste des différences observées entre le fauchage et les autres techniques.

Efficacité

La chasse à vue et le fauchage sont significativement plus efficaces ($Sc = 53,4 \pm 6,7\%$ et $56 \pm 5,5\%$) que les bols jaunes

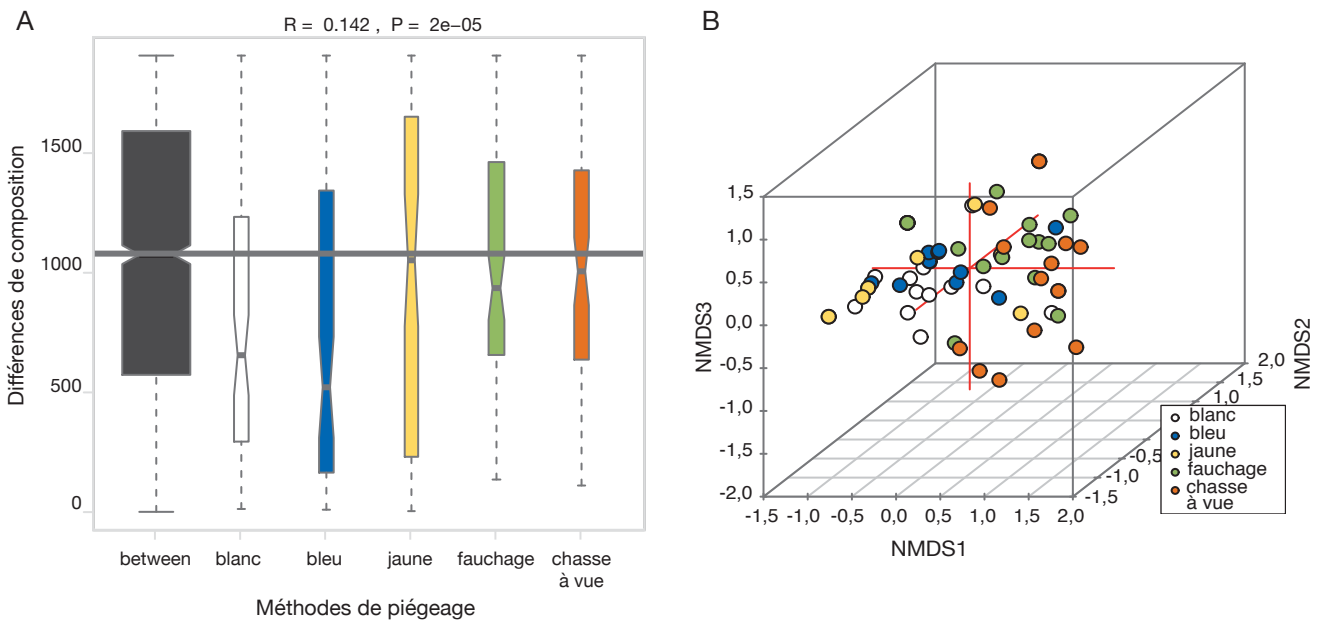


FIG. 6. — Différences de composition entre les communautés obtenues avec les bols blancs, bleus, jaunes, par fauchage et chasse à vue évaluées par deux méthodes: une ANOSIM (A) et une analyse multidimensionnelle non métrique (NMDS) (B). Le test de l'ANOSIM est significatif lorsque la distance entre les couleurs est supérieure à celle existant au sein d'au moins une des couleurs. La non intersection des nœuds des box plots indique que les médianes des dissimilarités calculées sont significativement différentes avec un intervalle de confiance de 95 %. P est la p-value de l'ANOSIM qui indique si la permutation est significative et R est la valeur statistique de l'ANOSIM. La valeur de stress de 0,1205739 obtenue pour la NMDS indique une bonne représentation des données.

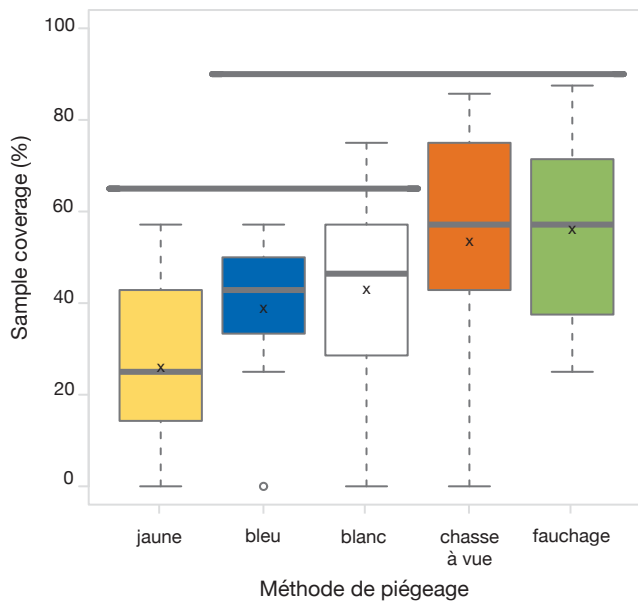


FIG. 7. — Box plot de comparaison des efficacités de détection de la richesse spécifique basées sur le sample coverage (%) pour chaque technique de capture à l'échelle de la parcelle ($n = 14$). L'ANOVA donne $F = 5,346$, $p = 0,0009$. Les lignes au-dessus des graphiques indiquent les groupes de méthodes de capture dont le sample coverage n'est pas significativement différent; celles qui ne se recoupent pas montrent une différence significative ($p < 5\%$) lors du test «post hoc» de Student-Newman-Keuls (SNK). La croix noire indique la valeur moyenne du sample coverage de chaque technique étudiée.

($Sc = 25,9 \pm 4,7\%$) pour détecter une plus grande diversité d'espèces sur un site (Fig. 7). Les bols bleus et blancs apparaissent, tout comme les deux méthodes actives de collecte, comme

des techniques relativement efficaces pour évaluer la richesse spécifique des parcelles ($Sc = 38,8 \pm 4\%$ à $56 \pm 5,5\%$).

Les courbes d'accumulation ne diffèrent pas vraiment entre les techniques. Elles présentent toutes un point d'inflexion (Annexe 2A-F) indiquant que l'effort d'échantillonnage était suffisant pour chacune des techniques.

DISCUSSION

VARIABILITÉ DE L'EFFICACITÉ DES TECHNIQUES

Les résultats obtenus montrent que les différentes techniques piègent de façon différenciée les Insectes pollinisateurs en termes d'abondance et de diversité. L'absence des Syrphes dans les bols est surprenante! Bien que la plupart des études menées sur l'efficacité des couleurs de bols concernent essentiellement la faune apidologique, Chen *et al.* (2004) et Campbell & Hanula (2007) montrent que les Syrphes sont préférentiellement capturés par les bols bleus. Par conséquent l'efficacité des bols colorés vis-à-vis des Syrphes reste à démontrer en Martinique.

Alors qu'elle a été préférentiellement capturée dans des bols blancs en Australie (Gollan *et al.* 2011), *Apis mellifera* ne semble pas montrer ici de préférence de couleur. Cependant elle est capturée en faible abondance par les bols colorés, ce qui limite l'évaluation de cet aspect. Cette faible abondance est en adéquation avec plusieurs études qui mettent en évidence que l'Abeille mellifère est généralement sous-représentée dans les bols colorés (Cane *et al.* 2000; Roulston *et al.* 2007; Krug & Alves-Dos-Santos 2008; Westphal *et al.* 2008; Grundel *et al.* 2011).

Comme c'est le cas pour les études menées par Roulston *et al.* (2007), Wilson *et al.* (2008) et Grundel *et al.* (2011), les Halictidae sont plus abondamment capturées par les bols colorés que par le fauchage. Elles sont préférentiellement piégées dans les bols blancs et bleus.

Cependant à l'échelle globale, il est difficile de généraliser les résultats sur l'efficacité des bols colorés et la représentativité de la technique, ceux-ci variant selon la zone biogéographique, les espèces considérées et le type d'habitat échantillonné.

Dans les milieux forestiers et semi-naturels d'Inde, Grundel *et al.* (2011) montrent que les Abeilles sont abondamment capturées par les bols blancs sans qu'il y ait une différence du nombre d'espèces détectées entre les couleurs de bols tandis qu'en Australie l'abondance et la richesse spécifique évaluées dans une diversité de milieux sont nettement plus élevées dans les bols jaunes que dans les blancs (Gollan *et al.* 2011). L'étude comparative sur l'efficacité du piège malaise et des bols colorés dans des écosystèmes forestiers aux États-Unis conduite par Campbell & Hanula (2007) montre un niveau d'attractivité plus élevé des bols bleus vis-à-vis des Hyménoptères pollinisateurs.

Force est de constater que la variabilité d'attractivité des couleurs des bols dans les agrosystèmes semble peu étudiée. Dans ces milieux, les bols sont utilisés pour répondre à des objectifs de caractérisation des communautés de pollinisateurs sans qu'un intérêt soit porté sur l'efficacité différenciée des couleurs vis-à-vis des groupes échantillonnés (Westphal *et al.* 2008; Tuell & Isaacs 2009; Carré *et al.* 2009; Pannure & Chandrashekhara 2013; Saunders & Luck 2013; Rogers *et al.* 2014). Une analyse comparative de nos résultats avec ceux issus d'agrosystèmes localisés dans d'autres régions biogéographiques ne peut donc pas se faire sur la base de l'efficacité évaluée pour chaque couleur de bols choisie. On peut toutefois évoquer l'étude de Joshi *et al.* (2015) qui capturent les Abeilles avec des bols colorés et des pièges à interception de type « Van Trap » de différentes couleurs dans des vergers de pommiers. La diversité et l'abondance sont en moyenne plus élevées dans les bols bleus que dans les jaunes ou les blancs. Cependant cette tendance peut être soumise à des variations interannuelles et être influencée par le taux de floraison.

De même, il semble difficile de généraliser l'efficacité de l'évaluation de la richesse globale. Avec la détection de neuf espèces supplémentaires, le fauchage et la chasse à vue révèlent, dans notre étude tout comme dans celle de Roulston *et al.* (2007), la présence d'un nombre plus élevé d'espèces (14) que la seule méthode des bols colorés (5). À l'opposé, dans une autre étude sur la diversité des Abeilles dans différents milieux et plusieurs régions biogéographiques, la technique des bols colorés est la plus efficace. Elle permet à elle seule de mettre en évidence un plus grand nombre d'espèces (Westphal *et al.* 2008).

Ces résultats variés indiquent une différence d'efficacité des bols colorés selon la région biogéographique, l'habitat et l'espèce considérée. En effet, plusieurs facteurs abiotiques inhérents aux écosystèmes terrestres ainsi que les traits bioécologiques des communautés des pollinisateurs, propres à chaque région biogéographique, sont susceptibles d'influencer l'efficacité des bols colorés et de biaiser la représentativité de l'échantillon (Saunders & Luck 2013).

La disponibilité de la ressource alimentaire exploitée par les pollinisateurs et sa localisation peuvent constituer des facteurs influençant l'efficacité des bols. Elle pourrait être, selon Cane *et al.* (2000), inversement proportionnelle à l'efficacité des bols, ces derniers étant moins attractifs que les fleurs des plantes butinées. Cette hypothèse a été vérifiée par Baum & Wallen (2011) qui montrent que la technique des bols colorés dans les prairies d'Oklahoma sous-évalue la richesse spécifique et l'abondance des Hyménoptères apoïdes lorsque la ressource florale est importante. Une grande disponibilité de la ressource florale conduit les Abeilles à passer moins de temps à rechercher des fleurs et donc à être moins piégées par les bols.

Tuell & Isaacs (2009) montrent que les bols colorés échantillonnent préférentiellement les pollinisateurs occupant la strate dans laquelle ils sont positionnés et capturent une abondance de spécimens plus importante si la strate considérée est celle où butinent les pollinisateurs. Ainsi certaines espèces présentes dans le milieu peuvent ne pas être détectées si on se restreint à une seule strate. Dans notre étude, les bols posés à hauteur de la strate herbacée, n'ont pas révélé la présence de certaines espèces d'abeilles telles que *Xylocopa fimbriata* Fabricius, 1804 ou les espèces du genre *Centris* Fabricius, 1804. Ces dernières, présentes dans ces agrosystèmes, occupent la strate supérieure formée par les Goyaviers et les Agrumes et butinent leurs fleurs (Pierre & Dumbardon-Martial 2016). De plus, les plantes appartenant aux familles des Passifloraceae Juss. ex Roussel, Fabaceae Lindl., Verbenaceae J.St.-Hil., Solanaceae Juss. qu'elles butinent habituellement dans les milieux naturels sont absentes ou peu représentées dans le couvert herbacé des vergers (Grossard *et al.* 2013; Meurgey 2016; Pierre & Dumbardon-Martial 2016). Par ailleurs, les résultats de certaines études suggèrent que la technique des bols colorés n'est pas adaptée à l'étude de ces espèces. Ainsi sur les 38 spécimens de *Xylocopa* (*Xylocopa* Latreille, 1802) capturés par Ramírez-Freire *et al.* (2012), un seul spécimen est issu des bols colorés. De même Rogers *et al.* (2014) obtiennent 62 spécimens de ce genre grâce au filet contre aucun dans les bols colorés.

Les préférences innées des Abeilles envers certaines couleurs ainsi que leurs capacités d'apprentissage, variables selon les espèces et même entre les populations d'une même espèce, peuvent être des éléments qui influencent l'efficacité des bols colorés. Les Abeilles montrent, dès la naissance, avant même d'avoir été en contact avec des fleurs, une préférence pour certaines couleurs (Chittka *et al.* 2004). L'apprentissage peut ensuite modifier ces préférences. Selon leurs expériences, les Abeilles sont alors capables d'apprendre à associer plusieurs caractéristiques florales (dont la couleur) à la ressource alimentaire qu'offrent les fleurs (pollen ou nectar) (Muth *et al.* 2015, 2016).

Ainsi, l'hypothèse communément énoncée est que ces préférences reflètent les traits des fleurs locales les plus profitables aux Abeilles (Chittka *et al.* 2004). Elle est en partie vérifiée par des études en laboratoire montrant que les préférences de couleurs sont fortement corrélées aux couleurs des fleurs qui présentent une ressource élevée en nectar (Giurfa *et al.* 1995).

Dans l'agrosystème que nous avons étudié, il conviendrait de vérifier la corrélation potentielle entre l'attractivité des bols blancs vis-à-vis des Hyménoptères apoïdes et la ressource florale que constituent les Goyaviers, les Agrumes et la Flore spontanée (plantes adventices et espèces herbacées et arbustives des bords de champs) qui possèdent des fleurs blanches (Fournet 2002 ; Grossard *et al.* 2013).

Cependant les études portant sur les bols colorés s'intéressent peu au lien entre la couleur la plus attractive et les variables écologiques liées à l'habitat telles les caractéristiques de la ressource florale potentiellement exploitée (Saunders & Luck 2013).

D'autres traits bioécologiques des pollinisateurs comme par exemple leur niveau de spécialisation, leur mode de nidification, leur type de vol ou leur taille sont susceptibles d'expliquer la variabilité d'efficacité des bols colorés. Les Abeilles du genre *Lasioglossum* Curtis, 1833 et du genre *Melissodes* Latreille, 1829 formant des nids souterrains qu'elles approvisionnent en pollen provenant de la végétation herbacée environnante (Roubik 1989 ; Cameron *et al.* 1996 ; Michner 2000) seraient, comme c'est le cas dans notre étude, plus abondamment capturées par les bols que les Abeilles dont le mode de nidification est différent.

Plusieurs auteurs remarquent que la technique des bols colorés sous-échantillonne les espèces de grande taille (*Xylocopa* sp., *Bombus* sp.). Ces dernières pourraient avoir une plus grande aptitude à s'échapper des bols (Westphal *et al.* 2008 ; Le Féon 2010 ; Hicks 2011 ; Baum & Wallen 2011). En outre, leur meilleure acuité visuelle leur permettrait de mieux différencier les bols des fleurs. En effet, la différence de résolution visuelle entre les Abeilles de grande taille et celles de petite taille explique en partie la différence de comportement à l'approche d'une fleur (Jander & Jander 2002). Les petites Abeilles, dotées d'une faible résolution visuelle doivent approcher au plus près de la fleur pour percevoir ses attributs. Cependant les capacités de comparaison simultanée des différentes ressources potentielles sont ainsi réduites. L'alternative possible est donc la réalisation de comparaisons séquentielles, ce qui explique le vol plus fractionné et irrégulier des petites abeilles. À l'inverse, les grandes Abeilles peuvent, grâce à leur meilleure résolution visuelle, comparer plusieurs caractéristiques de la fleur en restant à distance. Elles ont donc un vol plus stable et s'approchent ensuite de façon linéaire et plus ciblée de la fleur sélectionnée (Jander & Jander 2002).

INVENTAIRE DES POLLINISATEURS

DANS LES AGROSYSTÈMES FRUITIERS : BILAN SUR LES POSSIBILITÉS OFFERTES PAR LES BOLS COLORÉS

La valeur quantitative et qualitative de la production des espèces fruitières cultivées en Martinique (Agrumes, Goyaviers, Avocats, Manguiers, etc.) dépend en grande partie de la pollinisation par les Insectes (Pesson & Louveaux 1984 ; Roubik 1995). La préservation et l'optimisation du service qu'ils assurent sont donc indispensables à la durabilité des agrosystèmes fruitiers. Les études d'inventaire et de suivi des pollinisateurs à l'échelle parcellaire ou à celle d'un bassin de production doivent permettre d'évaluer l'état des communautés de pollinisateurs ou de contribuer à la mise en

œuvre d'aménagements agricoles ou encore à la mise en place de systèmes de production qui leur soient favorables. Pour cela, les méthodes choisies doivent permettre de réaliser un échantillonnage suffisamment représentatif des communautés de pollinisateurs étudiées.

Au regard des résultats obtenus, la technique des bols colorés peut être employée pour l'inventaire et le suivi des pollinisateurs dans les agrosystèmes fruitiers de Martinique. Elle devra être adaptée aux objectifs attendus, aux moyens disponibles tout en tenant compte des biais de collecte qui lui sont propres, des facteurs écologiques et comportementaux, susceptibles d'influencer son efficacité et de biaiser la représentativité de l'échantillon.

Le choix d'une série monochrome de 15 à 20 bols répartis dans plus de cinq sites peut suffire à l'obtention d'échantillons représentatifs des groupes recherchés si :

- les connaissances disponibles sur ces groupes sont suffisantes dans le milieu étudié ;
- l'efficacité de la couleur choisie vis-à-vis de ces groupes a été préalablement démontrée dans ce même milieu.

Dans les agrosystèmes fruitiers de Martinique, les bols blancs peuvent donc servir pour l'échantillonnage et le suivi des pollinisateurs apoïdes. En revanche, ils devront être complétés par d'autres couleurs de bols si des espèces dont les préférences ne se sont pas connues sont recherchées. Les méthodes actives de collecte devront être privilégiées pour l'échantillonnage des espèces de grande taille (*Xylocopa* sp., *Centris* sp., Megachilidae) et associées aux bols pour caractériser au mieux la communauté des pollinisateurs.

Remerciements

Financée dans le cadre du Plan de Développement Rural de la Martinique (PDRM, mesure 111C), cette étude s'inscrit dans le projet « Agriculture, Apiculture et Environnement » conduit par la FREDON Martinique.

Les auteurs remercient François Meurgey de la Société d'Histoire naturelle l'Herminier ainsi qu'Alain Pauly de l'Institut Royal des Sciences naturelles de Belgique pour l'aide précieuse qu'ils ont apportée à l'identification des Abeilles. Nos remerciements vont également à Thierry Dumbardon-Martial ainsi qu'à Julien Touroult pour leurs précieux conseils concernant les analyses statistiques mais aussi pour avoir bien voulu assurer la relecture de cet article. Nous remercions également Pascal Dupont, rapporteur de cet article, pour ses commentaires. Un grand merci également à tous les arboriculteurs qui nous ont ouvert les portes de leur exploitation et permis de réaliser nos expérimentations dans de bonnes conditions.

RÉFÉRENCES

- ANONYME. 2006. — *Caractérisation et maîtrise de l'enherbement en arboriculture fruitière*. Rapport d'activité FREDON, POSEIDOM, Ducos, 34 p.
- BAILEY S. 2014. — *Quelle est la contribution des lisières forestières à la structuration des assemblages d'abeilles sauvages dans les paysages agricoles ?* Thèse de doctorat, Université d'Orléans, 295 p.

- BATARY P., BALDI A., KLEIJN D. & TSCHARNTKE T. 2011. — Landscape-moderated biodiversity effects of agri-environmental management: a meta-analysis. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences* 278: 1894-1902. <https://doi.org/10.1098/rspb.2010.1923>
- BAUM K. A. & WALLIN K. E. 2011. — Potential bias in pan trapping as a function of floral abundance. *Journal of the Kansas entomological society* 84 (2): 155-159. <https://doi.org/10.2317/JKES100629.1>
- BERTIN Y. & PICASSO C. 1990. — *Mission d'étude des possibilités de production du goyavier à la Martinique*. Institut de Recherches sur les Fruits et Agrumes (IRFA), Fort de France, 44 p.
- CAMERONS A., WHITFIELD J. B., HULSLANDER C. L., CRESKO W. A., ISENBERG S. B. & KING R. W. 1996. — Nesting Biology and Foraging Patterns of the Solitary Bee *Melissodes rustica* (Hymenoptera: Apidae) in Northwest Arkansas. *Journal of the Kansas Entomological Society* 69 (4): 260-273.
- CAMPBELL J. W. & HANULA J. L. 2007. — Efficiency of Malaise traps and colored pan traps for collecting flower visiting insects from three forested ecosystems. *Journal of Insect Conservation* 11: 399-408. <https://doi.org/10.1007/s10841-006-9055-4>
- CANE J. H., MINCKLEY R. L. & KERVIN L. J. 2000. — Sampling Bees (Hymenoptera: Apiformes) for Pollinator Community Studies: Pitfalls of Pan-trapping. *Journal of the Kansas entomological society* 73 (4): 225-231.
- CARRÉ G., ROCHE P., CHIFFLET R., MORISON N., BOMMARCO R., HARRISON-CRIPPS J., KREWENKA K., POTTS S. G., ROBERTS S. P. M., RODET G., SETTELE J., STEFFAN-DEWENTER I., SZENTGYORGYI H., TSCHÉULIN T., WESTPHAL C., WOYCIECHOWSKI M. & VAISSIÈRE B. E. 2009. — Landscape context and habitat type as drivers of bee diversity in European annual crops. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 133: 40-47. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2009.05.001>
- CHEN T.-Y., CHU C.-C., FITZGERALD G., NATWICK E. T. & HENNEBERRY T. J. 2004. — Trap Evaluations for Thrips (Thysanoptera: Thripidae) and Hoverflies (Diptera: Syrphidae). *Environmental Entomology* 33 (5): 1416-1420. <https://doi.org/10.1603/0046-225X-33.5.1416>
- CHITTKA L., INGS T. C. & RAINE N. E. 2004. — Chance and adaptation in the evolution of island bumblebee behaviour. *Population Ecology* 46: 243-251. <https://doi.org/10.1007/s10144-004-0180-1>
- CLARKE K. R. 1993. — Non-parametric multivariate analyses of changes in community structure. *Austral Ecology* 18 (1): 117-143. <https://doi.org/10.1111/j.1442-9993.1993.tb00438.x>
- DAFNI A., BERNHARDT P., SHMIDA A., IVRI B. Y., GREENBAUM S., O'TOOLE CH. & LOSITO L. 1990. — Red bowl-shaped flowers: convergence for beetle pollination in the Mediterranean region. *Israel Journal of Botany* 39: 81-92.
- DELVARE G. & ABERLENC H.-P. 1989. — *Les Insectes d'Afrique et d'Amérique tropicale, clés pour la reconnaissance des familles*. CIRAD-GERDAT, Montpellier, 302 p.
- DROEGE S., TEPENIDO V. J., LEBUHN G., LINK W., MINCKLEY R. L., CHEN Q. & CONRAD C. 2010. — Spatial patterns of bee captures in North American bowl trapping surveys. *Insect Conservation and Diversity* 3: 15-23. <https://doi.org/10.1111/j.1752-4598.2009.00074.x>
- DUFÉAL D. & DAVIDAS M.-A. 2004. — Protection raisonnée des vergers d'agrumes et de goyaviers en Martinique. *Phytoma: la défense des végétaux* 573: 4-6.
- FILIN Y. 2001. — *Les exploitations arboricoles fruitières de la Martinique: élaboration d'une typologie et étude des pratiques et des résultats technico-économiques des vergers d'agrumes*. Mémoire d'étude (D.E.S.S. Développement Agricole), Fort de France, 137 p.
- FORTEL L., HENRY M., GUILBAUD L., GUIRAO A.-L. & KUHLMANN M. 2014. — Decreasing Abundance, Increasing Diversity and Changing Structure of the Wild Bee Community (Hymenoptera: Anthophila) along an Urbanization Gradient. *PLoS ONE* 9 (8): 1-12. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0104679>
- FOURNET J. 2002. — *Flore illustrée des phanérogames de Guadeloupe et de Martinique*. Cirad, Gondwana Editions, Montpellier, deux volumes, 2538 p.
- GADOU M. S. & ROUX-FOUILLET J.-M. 2016. — *Plan national d'actions « France Terre de pollinisateurs » pour la préservation des abeilles et des insectes pollinisateurs sauvages*. Office pour les Insectes et leur Environnement-Ministère de l'Écologie, du Développement Durable et de l'Énergie, Paris, 136 p.
- GIUREA M., NÚÑEZ J., CHITTKA L. & MENZEL R. 1995. — Colour preference of flower-naïve honeybees. *Journal of Comparative Physiology A* 177: 247-259. <https://doi.org/10.1007/BF00192415>
- GLASSON-CICOGNANI M. & BERCHTOLD A. 2010. — *Imputation des données manquantes: Comparaison de différentes approches*. 42^{es} Journées de Statistique, Marseille, 6 p.
- GOLLAN J. R., ASHCROFT M. & BATLEY M. 2011. — Comparison of yellow and white pan traps in surveys of bee fauna in New South Wales, Australia (Hymenoptera: Apoidea: Anthophila). *Australian Journal of Entomology* 50: 174-178. <https://doi.org/10.1111/j.1440-6055.2010.00797.x>
- GONÇALVES R. B. & OLIVEIRA P. S. 2013. — Preliminary results of bowl trapping bees (Hymenoptera, Apoidea) in a southern Brazil forest fragment. *Journal of Insect Biodiversity* 1 (2): 1-9. <https://doi.org/10.12976/jib/2013.1.2>
- GROSSARD F., LE BOURGEOIS T., DUMBARDON-MARTIAL E. & GERVAIS L. 2013. — *Adventille Guadeloupe et Martinique: Les adventices des Antilles françaises*. Abymes: CTCG-Guadeloupe, 195 p.
- GRUNDEL R., FROHNAPPLE K. J., JEAN R. P. & PAVLOVIC N. B. 2011. — Effectiveness of bowl trapping and netting for inventory of a bee community. *Environmental Entomology* 40 (2): 374-380. <https://doi.org/10.1603/EN09278>
- HICKS B. J. 2011. — Pollination of Lowbush Blueberry (*Vaccinium angustifolium*) in Newfoundland by native and introduced bees. *Journal of the Acadian Entomological Society* 7: 108-118.
- HORTAL J., BORGES P. A. V. & GASPAR C. 2006. — Evaluating the performance of species richness estimators: sensitivity to sample grain size. *Journal of animal ecology* 75 (1): 274-287. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2656.2006.01048.x>
- JANDER U. & JANDER R. 2002. — Allometry and resolution of bee eyes (Apoidea). *Arthropod Structure & Development* 30 (3): 179-193. [https://doi.org/10.1016/S1467-8039\(01\)00035-4](https://doi.org/10.1016/S1467-8039(01)00035-4)
- JOSHI N. K., LESLIE T., RAJOTTE E. G., KAMMERER M. A., OTIENO M. & BIDDINGER D. J. 2015. — Comparative trapping efficiency to characterize bee abundance, diversity, and community composition in apple orchards. *Annals of the Entomological Society of America* 1-15. <https://doi.org/10.1093/aesa/sav057>
- KING C., BALLANTYNE G. & WILLMER P. G. 2013. — Why flower visitation is a poor proxy for pollination: measuring single-visit pollen deposition, with implications for pollination networks and conservation. *Methods in Ecology and Evolution* 4: 811-818. <https://doi.org/10.1111/2041-210X.12074>
- KIRK W. D. J. 1984. — Ecologically selective coloured traps. *Ecological Entomology* 9: 35-41. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2311.1984.tb00696.x>
- KREWENKA K. M., HOLZSCHUH A., TSCHARNTKE T. & DORMANN C. F. 2011. — Landscape elements as potential barriers and corridors for bees, wasps and parasitoids. *Biological Conservation* 144: 1816-1825. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2011.03.014>
- KRUG C. & ALVES-DOS-SANTOS I. 2008. — O Uso de Diferentes Métodos para Amostragem da Fauna de Abelhas (Hymenoptera: Apoidea), um Estudo em Floresta Ombrófila Mista em Santa Catarina. *Neotropical Entomology* 37 (3): 265-278. <https://doi.org/10.1590/S1519-566X2008000300005>
- LAGET E., GUADAGNINI M., PLÉNÉT D., SIMON S., ASSIÉ G., BILLOTE B., BORIOLI P., BOURGOUIN B., FRATANTUONO M., GUÉRIN A., HUCBOURG B., LEMARQUAND A., LOQUET B., MERCADAL M., PARVEAUD C.-E., RAMADE L., RAMES M.-H., RICAUD V., ROUSSELOU C., SAGNES J.-L. & ZAVAGLI F. 2014. — *Guide pour la conception de systèmes de production fruitière économes en produits phytopharmaceutiques*. GIS Fruits et Ministère de l'Agriculture, Paris, 264 p.

- LAVIGNE A., DUMBARDON-MARTIAL E. & LAVIGNE C. 2012. — Les volailles pour un contrôle biologique des adventices dans les vergers. *Fruits* 67 (5): 341-351. <https://doi.org/10.1051/fruits/2012029>
- LAVIGNE C., LESUEUR-JANNOYER M., DE LACOIX S., CHAUVET G., LAVIGNE A. & DUFÉAL D. 2011. — De la production fruitière intégrée à la gestion écologique des vergers aux Antilles. *Innovations agronomiques* 16: 53-62.
- LE FÉON V. 2010. — *Insectes pollinisateurs dans les paysages agricoles : approche pluri-échelle du rôle des habitats semi-naturels, des pratiques agricoles et des cultures entomophiles*. Thèse de doctorat, Université Rennes 1, 257 p.
- LEBUHN G., DROEGE S., CONNOR E. F., GEMMILL-HERREN B., POTTS S. G., MINCKLEY R. L., GRISWOLD T., JEAN R., KULA E., ROUBIK D. W., CANE J., WRIGHT K. W., FRANKIE G. & PARKER F. 2010. — Detecting insect pollinator declines on regional and global scales. *Conservation Biology* 27 (1): 113-120. <https://doi.org/10.1111/j.1523-1739.2012.01962.x>
- LEONG J. M. & THORP R. W. 1999. — Colour-coded sampling: the pan colour preferences of oligolectic and nonoligolectic bees associated with a vernal pool plant. *Ecological Entomology* 24: 329-335. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2311.1999.00196.x>
- MEURGEY F. 2016. — Bee species and their associated flowers in the French West Indies (Guadeloupe, Les Saintes, La Désirade, Marie Galante, St Barthelemy, and Martinique) (Hymenoptera, Anthophila: Apoidea). *Annales de la Société entomologique de France (N.S.)* 52 (4): 1-24. <https://doi.org/10.1080/00379271.2016.1244490>
- MICHNER C. D. 2000. — *The Bees of the World*. The Johns Hopkins University Press, Baltimore and London, 913 p.
- MUTH F., PAPAJ D. R. & LEONARD A. S. 2015. — Colour learning when foraging for nectar and pollen: bees learn two colours at once. *Biology Letters* 11: 1-5. <https://doi.org/10.1098/rsbl.2015.0628>
- MUTH F., PAPAJ D. R. & LEONARD A. S. 2016. — Bees remember flowers for more than one reason: pollen mediates associative learning. *Animal Behaviour* 111: 93-100. <https://doi.org/10.1016/j.anbehav.2015.09.029>
- PANNURE A. & CHANDRASHEKARA K. 2013. — Seasonal patterns in the diversity of Apis and non-Apis bees in an agroecosystem: A case study from eastern dry zone of Karnataka. *Current Biotica* 6 (4): 432-444.
- PESSON O. & LOUVEAUX J. 1984. — *Pollinisation et productions végétales*. INRA, Paris, 663 p.
- PIERRE C. & DUMBARDON-MARTIAL E. 2016. — *Bet a flé: pollinisateurs et plantes à fleurs de Martinique*. Base de données version 2016.2 (<http://www.betafle.fr> dernière consultation le 2 juin 2017).
- PORTECOP J. 1979. — Phytogéographie, cartographie écologique et aménagement dans une île tropicale: le cas de la Martinique. *Documents de cartographie écologique* 21: 1-78.
- R CORE TEAM. 2016. — *R: A language and environment for statistical computing*. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria (<https://www.R-project.org/> dernière consultation le 28 novembre 2016).
- RAMÍREZ-FREIRE L., FLORES G. J. A., BARAJAS R. A., MARTÍNEZ H. Q. & MACÍ A. C. G. V. 2012. — The large carpenter bees (Hymenoptera: Apidae: Xylocopa spp.) of Nuevo león, Mexico. *Journal of Pollination Ecology* 7 (1): 1-4.
- ROGERS S. R., TARPY D. R. & BURRACK H. J. 2014. — Bee species diversity enhances productivity and stability in a perennial crop. *PLoS ONE* 9 (5): 1-8. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0097307>
- ROUBIK D. W. 1989. — *Ecology and Natural History of Tropical Bees*. Cambridge University Press, New York, 514 p.
- ROUBIK D. W. 1995. — *Pollination of Cultivated Crop in the Tropics*. FAO, Rome, 195 p.
- ROULSTON T. H., SMITH S. A. & BREWSTER A. L. 2007. — A comparison of pan trap and intensive net sampling techniques for documenting a bee (Hymenoptera: Apiformes) fauna. *Journal of the Kansas entomological society* 80 (2): 179-181. [https://doi.org/10.2317/0022-8567\(2007\)80\[179:ACOPTA\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.2317/0022-8567(2007)80[179:ACOPTA]2.0.CO;2)
- SAUNDERS M. E. & LUCK G. W. 2013. — Pan trap catches of pollinator insects vary with habitat. *Australian Journal of Entomology* 52: 106-113. <https://doi.org/10.1111/aen.12008>
- STOATE C., BOATMAN N. D., BORRALHO R. J., RIO CARVALHO C., DE SNOO G. R. & EDEN P. 2001. — Ecological impacts of arable intensification in Europe. *Journal of Environmental Management* 63: 337-365. <https://doi.org/10.1006/jema.2001.0473>
- THOMPSON F. C. 1981. — The flower flies of the West Indies (Diptera: Syrphidae). *Memoirs of the Entomological Society of Washington* 9: 1-200.
- TOUROULT J., POIRIER E., BRAUD J., DEKNUYDT F., DUMBARDON-MARTIAL E., MOULIN N., RAMAGE T. & ROMÉ D. 2015. — *Inventaire entomologique des ZNIEFF de Martinique et de la réserve de la Caravelle : campagne de terrain 2014*. DEAL Martinique, rapport de la Société Entomologique Antilles-Guyane, Montjoly, 66 p.
- TUELL J. K. & ISAACS R. 2009. — Elevated pan traps to monitor bees in flowering crop canopies. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 131: 93-98. <https://doi.org/10.1111/j.1570-7458.2009.00826.x>
- WESTPHAL C., STEFFAN-DEWENTER I. & TSCHARNTKE T. 2003. — Mass flowering crops enhance pollinator densities at a landscape scale. *Ecology Letters* 6: 961-965. <https://doi.org/10.1046/j.1461-0248.2003.00523.x>
- WESTPHAL C., BOMMARCO R., CARRÉ G., LAMBORN E., MORISON N., PETANIDOU T., POTTS S. G., ROBERTS S. P. M., SZENTGYÖRGYI H., TSCHÉULIN T., VAISSIÈRE B. E., WOYCIECHOWSKI M., BIESMEIJER J. C., KUNIN W. E., SETTELE J. & STEFFAN-DEWENTER I. 2008. — Measuring bee diversity in different european habitats and biogeographical regions. *Ecological Monographs* 78 (4): 653-671. <https://doi.org/10.1890/07-1292.1>
- WILLMER P. 2011. — *Pollination and floral ecology*. Princeton University Press, Princeton, 826 p.
- WILSON J. S., GRISWOLD T. & MESSINGER O. J. 2008. — Sampling bee communities (Hymenoptera: Apiformes) in a desert landscape: Are pan traps sufficient? *Journal of the Kansas Entomological Society* 81 (3): 288-300. <https://doi.org/10.2317/JKES-802.06.1>

Soumis le 6 février 2017;
 accepté le 2 juin 2017;
 publié le 23 août 2017.

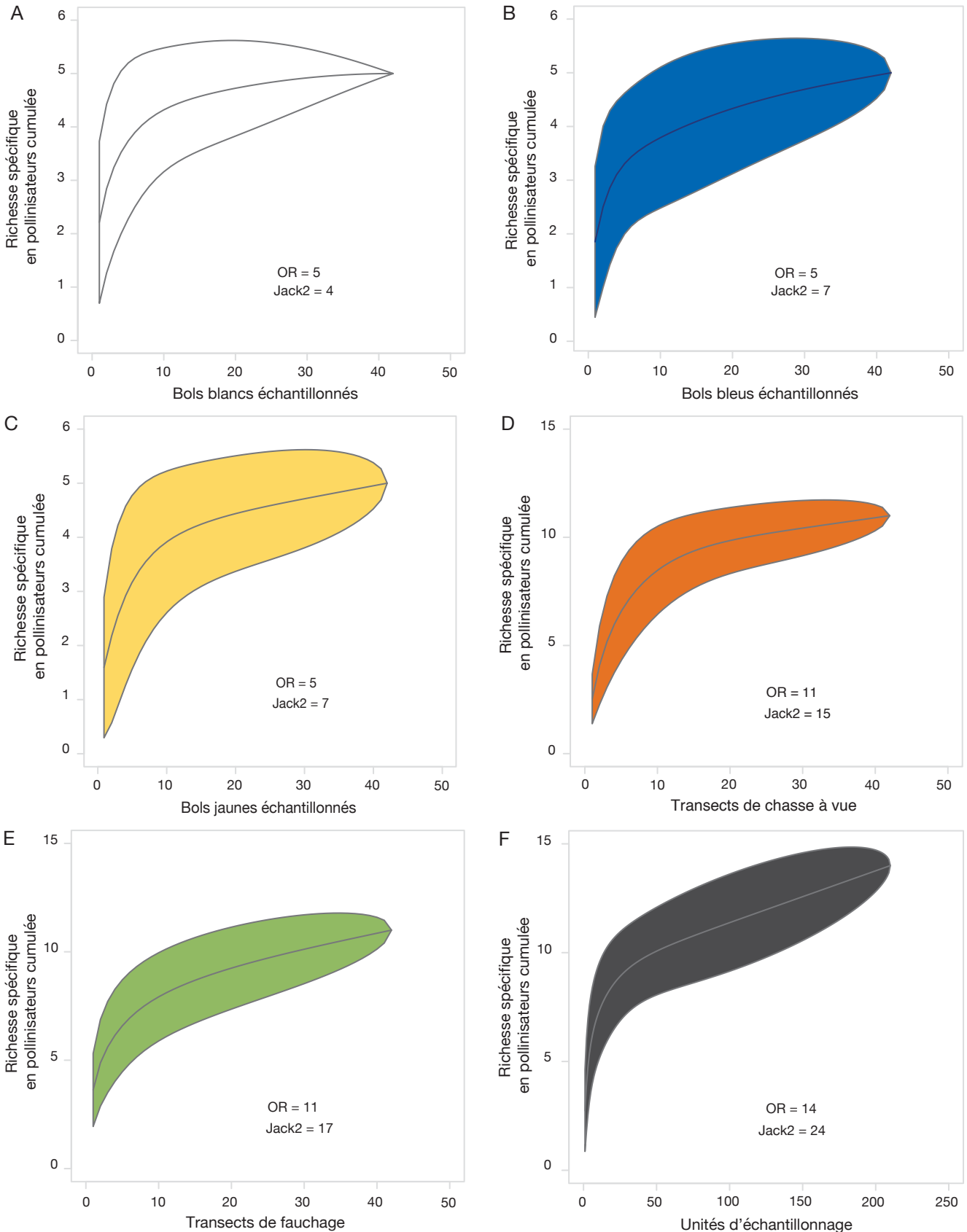
ANNEXE 1. — Contribution des différents taxons aux différences de composition entre les techniques. Abondances moyennes, contribution et contribution cumulée des taxons responsables de la dissimilarité entre les techniques.

Méthode		Dissimilarité globale (%)	Taxons	Abondances moyennes Méthode 1	Abondances moyennes Méthode 2	Contribution	
1	2					moyenne à la dissimilarité globale (%)	Contribution cumulée %
Bols blancs	Bols bleus	59	<i>Lasioglossum</i> sp2	29,8	13,8	43	72,2
			<i>Melissodes martinicensis</i> Cockerell, 1917	3,5	1,7	8,7	86,9
			<i>Lasioglossum</i> sp1	0,92	1,5	4,6	94,6
			<i>Apis mellifera</i> Linnaeus, 1758	0,76	0,23	2,3	98,6
			<i>Exomalopsis similis</i> Cresson, 1865	0,15	0,077	0,85	100
Bols blancs	Bols jaunes	64	<i>Lasioglossum</i> sp2	29,8	13,1	44	68,8
			<i>Melissodes martinicensis</i>	3,5	1,1	9,8	84,1
			<i>Lasioglossum</i> sp1	0,92	0,92	5,7	93
			<i>Apis mellifera</i>	0,77	0,42	3,4	98,3
			<i>Exomalopsis similis</i>	0,15	0,083	1,1	100
Bols blancs	Fauchage	79	<i>Lasioglossum</i> sp2	29,8	3,9	38	48,3
			<i>Lasioglossum</i> sp1	0,92	5	11	62,6
			<i>Toxomerus floralis</i> (Fabricius, 1798)	0	5,5	9,4	74,5
			<i>Melissodes martinicensis</i>	3,5	0,36	8,8	85,5
			<i>Apis mellifera</i>	0,77	1,4	5,6	92,6
			<i>Toxomerus dispar</i> (Fabricius, 1794)	0	0,79	2,3	95,5
			<i>Dioprosopa clavata</i> (Fabricius 1794)	0	0,79	1,6	97,5
			<i>Exomalopsis similis</i>	0,15	0,21	1,3	99,1
			<i>Megachile concinna</i> Smith, 1879	0	0,071	0,33	99,5
			<i>Toxomerus pulchellus</i> (Macquart, 1846)	0	0,071	0,26	99,8
			<i>Microsphecodes</i> sp.	0	0,071	0,092	100
Bols blancs	Chasse à vue	77	<i>Lasioglossum</i> sp2	29,8	3	43	56,1
			<i>Melissodes martinicensis</i>	3,5	0,38	10,1	69,2
			<i>Apis mellifera</i>	0,77	1,7	6,2	77,3
			<i>Lasioglossum</i> sp1	0,92	1,6	5,5	84,5
			<i>Exomalopsis similis</i>	0,15	0,54	2,7	88
			<i>Toxomerus dispar</i>	0	0,54	2,7	91,5
			<i>Palpada vinetorum</i> (Fabricius, 1798)	0	0,69	2,3	94,6
			<i>Dioprosopa clavata</i>	0	0,54	1,8	97
			<i>Toxomerus floralis</i>	0	0,38	1,8	99,3
			<i>Ornidia obesa</i> (Fabricius, 1775)	0	0,077	0,31	99,7
			<i>Xylocopa fimbriata</i> Fabricius, 1804	0	0,077	0,21	100
Bols bleus	Bols jaunes	63	<i>Lasioglossum</i> sp2	13,8	13,1	43,4	68,5
			<i>Lasioglossum</i> sp1	1,5	0,92	8,6	82,1
			<i>Melissodes martinicensis</i>	1,7	1,1	8,6	95,4
			<i>Apis mellifera</i>	0,23	0,42	2,5	99,3
			<i>Exomalopsis similis</i>	0,077	0,083	0,45	100
Bols bleus	Fauchage	78	<i>Lasioglossum</i> sp2	13,8	3,9	36,2	46,7
			<i>Lasioglossum</i> sp1	1,5	5	12,7	63,1
			<i>Toxomerus floralis</i>	0	5,4	10,6	76,7
			<i>Melissodes martinicensis</i>	1,7	0,36	6	84,4
			<i>Apis mellifera</i>	0,23	1,4	5,4	91,4
			<i>Toxomerus dispar</i>	0	0,79	2,7	94,9
			<i>Dioprosopa clavata</i>	0	0,79	1,8	97,2
			<i>Exomalopsis similis</i>	0,077	0,21	1,4	99
			<i>Megachile concinna</i>	0	0,071	0,39	99,5
			<i>Toxomerus pulchellus</i>	0	0,071	0,31	99,9
			<i>Microsphecodes</i> sp.	0	0,071	0,10	100
Bols bleus	Chasse à vue	75	<i>Lasioglossum</i> sp2	13,8	3	40	53,3
			<i>Apis mellifera</i>	0,23	1,7	7,5	63,2
			<i>Melissodes martinicensis</i>	1,7	0,38	7,4	73
			<i>Lasioglossum</i> sp1	1,5	1,6	6,5	81,6
			<i>Toxomerus dispar</i>	0	0,54	3,3	86
			<i>Exomalopsis similis</i>	0,077	0,54	2,9	89,9
			<i>Palpada vinetorum</i>	0	0,69	2,7	93,5
			<i>Toxomerus floralis</i>	0	0,38	2,1	96,4
			<i>Dioprosopa clavata</i>	0	0,54	2,1	99,2
			<i>Ornidia obesa</i>	0	0,077	0,37	99,7
			<i>Xylocopa fimbriata</i>	0	0,077	0,23	100

Annexe 1. — Suite.

Méthode		Dissimilarité globale (%)	Taxons	Abondances moyennes Méthode 1	Abondances moyennes Méthode 2	Contribution moyenne à la dissimilarité globale (%)	Contribution cumulée %
1	2						
Bols jaunes	Fauchage 80	79	<i>Lasioglossum</i> sp2	13,1	3,9	33	41,2
			<i>Lasioglossum</i> sp1	0,92	5	16,5	61,7
			<i>Toxomerus floralis</i>	0	5,4	11,5	76,1
			<i>Apis mellifera</i>	0,42	1,4	6,5	84,2
			<i>Melissodes martinicensis</i>	1,1	0,36	5,1	90,5
			<i>Toxomerus dispar</i>	0	0,79	3	94,3
			<i>Dioprosopa clavata</i>	0	0,79	2	96,7
			<i>Exomalopsis similis</i>	0,083	0,21	1,7	98,9
			<i>Megachile concinna</i>	0	0,071	0,46	98,4
			<i>Toxomerus pulchellus</i>	0	0,071	0,35	99,9
			<i>Microsphecodes</i> sp.	0	0,071	0,11	100
Bols jaunes	Chasse à vue	79	<i>Lasioglossum</i> sp2	13,1	3	37	46,9
			<i>Lasioglossum</i> sp1	0,92	1,6	10,5	60,1
			<i>Apis mellifera</i>	0,42	1,7	9,4	72
			<i>Melissodes martinicensis</i>	1,1	0,38	6	79,7
			<i>Toxomerus dispar</i>	0	0,54	3,9	84,6
			<i>Exomalopsis similis</i>	0,083	0,54	3,4	88,9
			<i>Palpada vinetorum</i>	0	0,69	3,1	92,8
			<i>Toxomerus floralis</i>	0	0,38	2,6	96,1
			<i>Dioprosopa clavata</i>	0	0,54	2,4	99,1
			<i>Ornidia obesa</i>	0	0,077	0,43	99,7
			<i>Xylocopa fimbriata</i>	0	0,077	0,26	100
Fauchage	Chasse à vue	76	<i>Lasioglossum</i> sp2	3,9	3	17,1	22,7
			<i>Lasioglossum</i> sp1	5	1,6	14,8	42,3
			<i>Toxomerus floralis</i>	5,4	0,38	12,7	59,2
			<i>Apis mellifera</i>	1,4	1,7	11,4	74,2
			<i>Toxomerus dispar</i>	0,79	0,54	5,1	81
			<i>Dioprosopa clavata</i>	0,79	0,54	3,6	85,8
			<i>Exomalopsis similis</i>	0,21	0,54	3,5	90,4
			<i>Melissodes martinicensis</i>	0,35	0,34	2,9	94,2
			<i>Palpada vinetorum</i>	0	0,69	2,8	97,9
			<i>Megachile concinna</i>	0,071	0	0,48	98,5
			<i>Ornidia obesa</i>	0	0,077	0,38	99
			<i>Toxomerus pulchellus</i>	0,071	0	0,37	99,5
			<i>Xylocopa fimbriata</i>	0	0,077	0,24	99,9
			<i>Microsphecodes</i> sp.	0,071	0	0,11	100

ANNEXE 2. — Courbes d'accumulation des espèces de pollinisateurs pour chacune des techniques de capture étudiées (**A**, bols blancs; **B**, bols bleus; **C**, bols jaunes; **D**, chasse à vue; **E**, fauchage et **F**, toutes méthodes confondues. La plage de couleur représente l'écart-type. La richesse spécifique observée (**OR**) et la richesse estimée (**Jackknife2**) sont indiquées dans chaque graphique.



Couverture: *Lasioglossum* sp. sur *Tridax procumbens* L. Crédit photo: FREDON Martinique.