

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE

SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE MOHAMED-KHIDER-BISKRA

FACULTE DES SCIENCES EXACTES ET DES SCIENCES DE LA
NATURE ET DE LA VIE

DEPARTEMENT DES SCIENCES AGRONOMIQUES



Thèse

En vue de l'obtention du diplôme de

Doctorat LMD

En Sciences Agronomiques

Agriculture et Environnement en Régions Arides (Protection des Végétaux)

Thème

**L'entomofaune associée à la culture du
quinoa (*Chenopodium quinoa* willd, 1798)
au niveau de la région de Biskra**

Présenté par : M^{elle} Seghir Hasna

Membre du jury

Mr ACHOURA AMAR

MCA (Université de Biskra)

Président

Mr TARAI NACER

Prof (Université de Biskra)

Rapporteur

Melle TAHAR CHAOUICHE SOUAD

Maître de recherche A (CRSTRA-Biskra)

Examinatrice

Mme BENGOUGA KHALILA

Maître de recherche A (CRSTRA-Biskra)

Examinatrice

Année Universitaire : 2022 - 2023

Dédicace



*Que Dieu soit loué, celui qui nous a appris ce que nous ne savions pas.
Je dédie ce modeste travail, aux personnes les plus chères au monde mes
parents qui m'ont permis de continuer mes études dans les Meilleures
conditions.*

A mes chers sœurs et frères.

A mes adorables nièces et neveux.

A tous mes amis et en particulier Radhia

A toute personne qui me connaît.

Remerciements



*Mes sincères remerciements s'adressant au **DIEU** de m'avoir donné la foi, le courage, la patience et la possibilité de mener à bien ce travail.*

Je tiens à remercier toutes les personnes qui ont contribué par leurs conseils ou par leurs orientations dans le bon déroulement de ce travail, que ce soit au laboratoire ou sur terrain.

C'est avec beaucoup de reconnaissance que je souhaite remercier mon directeur de thèse, Mr le professeur Tarai Nacer de l'université de Biskra, pour m'avoir guidé tout au long de la réalisation de ce travail, pour m'avoir apporté de ses connaissances, pour sa patience et ses conseils.

Je tiens à remercier Mr Achoura Amar, Maitre de conférences (A) de l'Université de Biskra, pour avoir accepté de présider le jury de cette thèse.

Je remercie Melle Tahar Chaouche Souad et Mme BengougaKhalila , Maitres de recherche (A) de centre de recherche (CRSTRA-Biskra), d'avoir accepté d'examiner ce travail.

Mes remerciements les plus chaleureuses à toutes les personnes qui ont collaboré à la réalisation de ce travail : Melle Tahar Chaouche S. (CRSTRA) pour ses conseils et ses encouragements durant tout la période de réalisation de ce travail. Mme Bengouga K. (CRSTRA), M^{elle} Chouihet N. (E.N.S.A. El Harrach), Mme Benoufella-Kitous K. (Univ-Tizi-Ouzou) et Mr Moussi AH. (Univ-Biskra) pour leurs aide lors de l'identification des différentes espèces d'insectes. Mr Ouamen T. (CRSTRA) et Chaouche khouane Hind (univ-Btana1) pour ses aides dans les analyses statistiques.

Mes remerciements sont adressés au personnel de l'institut technique de développement de l'agriculture Saharienne (ITDAS) pour l'accueil qui m'a été réservé et au soutien matériel au cours des différentes sorties effectuées sur le terrain en particulier les personnes de site d'El-Outaya.

Merci à toutes mes amies d'avoir toujours été à mes côtés et d'avoir accepté de partager avec moi les moments difficiles et agréables.

Mes remerciements sont adressés à tous mes enseignants depuis l'école primaire jusqu'à ce jour.

Table de matière	
Liste des figures	
Liste des tableaux	
Introduction	01
Partie I : Partie bibliographique	04
Chapitre I : Généralités sur la culture du quinoa (<i>Chenopodium quinoa</i> willd)	04
1.1.Histoire et Origine du Quinoa	04
1.2. Importance et distribution du quinoa dans le monde	04
1.3. Classification botanique et description	06
1.4. Stades Phénologiques du quinoa	08
1.5. Tolérances abiotiques du quinoa	11
1.5.1. Résistance à la sécheresse	11
1.5.2. Résistance au froid	12
1.5.3. Tolérance à la salinité	12
1.6. Valeur nutritive du quinoa	13
1.7. Utilisations du quinoa	14
1.8. Principaux insectes ravageurs et maladies du quinoa	14
Chapitre II : Matériel et Méthodes	20
2.1. Matériel	20
2.1.1. Matériel végétal	20
2.1.2. Matériel animal	20
2.1.3. Matériel de laboratoire	20
2.2. Méthodologie de travail	20
2.2.1. Critère du choix de la station d'étude	20
2.2.2. Description de la station d'étude	21
2.2.3. Méthodes d'échantillonnage d'insectes	22
2.2.3.1. Sur terrain	22
A. Dispositif d'échantillonnage	23
B. Technique de piégeage et de collecte	24
C. Triage et dénombrement des spécimens collectés	25
2.2.4. Conservation des échantillons	25
2.2.5. Identification	26
2.2.6. Traitements des résultats	27
Partie II : Résultats et Discussion	31
Chapitre I : Diversité des insectes associés à la culture de quinoa.	31
1.1. Inventaire taxonomique	31
1.1.1 Résultats	31
1.1.2. Discussion	45
1.2. Evolution spatiotemporelle de l'entomofaune recensée en fonction des températures minimales	50
1.2.1. Résultats	50
1.2.2. Discussion	51
1.3. Variabilité de l'entomofaune recensée en fonction des stades phenologiques	52
1.3.1. Résultats	52
1.3.2. Discussion	53
1.4. Analyse de la diversité par les indices écologiques de composition	54
1.4.1. Abondance relative (AR. (%))	54
1.4.1.1. Résultats	54
1.4.1.2. Discussion	59

1.4.2. Fréquence d'occurrence et constance	61
1.4.2.1. Résultats	61
1.4.2.2. Discussion	65
1.5. Analyse de la diversité par les indices écologiques de structure	66
1.5.1. Résultats	66
1.5.2. Discussion	70
Chapitre II Caractérisation des réseaux trophiques des insectes associés à la culture de quinoa dans la région d'El-Outaya.	73
2.1. Régimes alimentaires des espèces piégées	73
2.1.1. Résultats	73
2.1.2. Discussion	74
2.2. Réseau trophique associés à la culture de quinoa dans la région d'El-Outaya	75
2.2.1. Résultats	75
2.2.2. Discussion	78
2.3. Echanges généraux et contrôle des ravageurs (indice de bio-contrôle)	80
2.3.1. Résultats	80
2.3.2. Discussion	81
Conclusion et perspectives	83
Références	86
Résumés	
Annexes	

LISTE DES FIGURES

Figure 1. Répartition mondiale de la production de quinoa (Ruiz <i>et al.</i>, 2014)	05
Figure 2. Stades phénologiques du quinoa (Lebonvallet, 2008).	10
Figure 3. Larves de noctuelles ravageuses du quinoa (Cruces & Callohuari 2016).	17
Figure 4. les plants du quinoa avec des taches typiques affecté par le mildiou (<i>Peronospora variabilis</i>) (Little <i>et al.</i>, 2021).	18
Figure 5. Le matériel nécessaire pour L'échantillonnage, l'observation, la collecte, la conservation, le triage (photo personnelle).	21
Figure 6. Carte présente le site de travail à El-Outaya-Biskra	22
Figure 7. Le dispositif expérimental appliqué dans la parcelle de quinoa à El-Outaya-Biskra (Photo personnelle).	23
Figure 8. Représente l'installation des deux pièges utilisés pour la collecte des insectes (photos personnelles)	24
Figure 9. Triage des spécimens par ordre au laboratoire (Photo personnelle).	26
Figure 10. Répartition de l'entomofaune associée au quinoa par ordre taxonomique	40
Figure 11. Distribution des ordres d'insectes en fonction des types de pièges (A)PJ : pièges jaunes et (B) PB : pièges barbers	41
Figure 12. Effectifs totaux des individus /ordres de la campagne (A) 2017-2018 et(B) 2018-2019	42
Figure 13. Nombre d'individus récoltés par mois durant les deux campagnes (A : 2017-2018, B : 2018-2019).	43
Figure 14. Nombre d'individus récoltés par ordre durant la campagne 2017-2018	43
Figure 15. Nombre d'individus récoltés par ordre durant la campagne 2018-2019	44
Figure 16. Évolution spatiotemporelle de l'entomofaune récoltée sur le quinoa pour la campagne 2017-2018	45
Figure 17. Évolution spatiotemporelle de l'entomofaune récoltée sur le quinoa pour la campagne 2018-2019	45
Figure 18. Évolution spatiotemporelle de l'entomofaune recensée en fonction des températures minimales de la campagne (2017-2018)	51
Figure 19. Évolution spatiotemporelle de l'entomofaune recensée en fonction des températures minimales de la campagne (2018-2019)	51
Figure 20. Distribution des principaux ordres d'insectes en fonction des stades phénologiques de la culture de quinoa ; (A) campagne 2017-2018 et (B) 2018-2019.	53
Figure 21. Abondance relative des familles de l'ordre des Hyménoptères	55
Figure 22. Abondance relative des familles de l'ordre des Coléoptères	56
Figure 23. Abondance relative des familles de l'ordre des Lépidoptères	56
Figure 24. Abondance relative des familles de l'ordre des Thysanoptères	57
Figure 25. Abondance relative des familles de l'ordre des Diptères	57
Figure 26. Abondance relative des familles de l'ordre des Orthoptères	58
Figure 27. Abondance relative des familles de Sous ordre des Hétéroptères	58
Figure 28. Abondance relative des familles de Sous ordre des Auchenorrhynques	59
Figure 29. Les classes de constance des espèces de l'ordre des Hyménoptères	62

Figure 30. Les classes de constance des espèces de l'ordre des Lépidoptères	62
Figure 31. Les classes de constance des espèces de l'ordre des Coléoptères	63
Figure 32. Les classes de constance des espèces de l'ordre des Thysanoptères	63
Figure 33. Les classes de constance des espèces de l'ordre des Diptères	64
Figure 34. Les classes de constance des espèces de l'ordre des Orthoptères	64
Figure 35. Les classes de constance des espèces de l'ordre des Hémiptères	65
Figure 36. La richesse, l'indice de Shannon et l'équitabilité des espèces capturées de l'ordre des Lépidoptères ; (A) pièges barbers, (B) pièges jaune.	67
Figure 37. La richesse, l'indice de Shannon et l'équitabilité des espèces capturées de l'ordre des Orthoptères avec les pièges barbers.	68
Figure 38. La richesse, l'indice de Shannon et l'équitabilité des espèces capturées de l'ordre des Hémiptères avec les pièges ;(A) jaunes, (B) barbers.	68
Figure 39. La richesse, l'indice de Shannon et l'équitabilité des espèces capturées de l'ordre des Hyménoptères avec les pièges ;(A) jaunes, (B) barbers.	69
Figure 40. La richesse, l'indice de Shannon et l'équitabilité des espèces capturées de l'ordre des Diptères avec les pièges ;(A) jaunes, (B) barbers.	69
Figure 41. La richesse, l'indice de Shannon et l'équitabilité des espèces capturées de l'ordre des Thysanoptères avec les pièges ;(A) jaunes, (B) barbers.	70
Figure 42. La richesse, l'indice de Shannon et l'équitabilité des espèces capturées de l'ordre des Coléoptères avec les pièges ;(A) jaunes, (B) barbers.	70
Figure 43. Régimes alimentaires des espèces associées à la culture de quinoa	73
Figure 44. Dégâts des chenilles des Lépidoptères sur les feuilles de quinoa	76
Figure 45. Tendances des populations des parasitoïdes des prédateurs et des phytophages et de l'indice de bio-contrôle (IB) associés à la culture du quinoa.	81

Liste des tableaux

Tableau 1. Mécanismes de résistance du quinoa à la sécheresse (d'après Mujica <i>et al.</i>, 2001).	11
Tableau 2. Mécanismes de résistance du quinoa au froid (Mujica <i>et al.</i> 2001)	12
Tableau 3. comparaison de la composition d'acides aminés essentiels (% de protéine) du quinoa avec celle des céréales.	13
Tableau 4. Composition en sels minéraux du quinoa par rapport à d'autres aliments (mg/kg de poids sec) (Koziol, 1992).	14
Tableau 5. Principales espèces d'insectes phytophages associées avec la culture de quinoa (Gandarillas <i>et al.</i>, 2015).	15
Tableau 06. Entomofaune associée au quinoa collecté à l'aide des pièges à assiettes jaunes et barbers dans la station d'ITDAS, El-Outaya, Biskra.	31
Tableau 07. Les valeurs de l'indice de Shannon-Weaver (H'), l'indice d'équitabilité (E), calculées pour la station d'étude.	67
Tableau 08. Les insectes ravageurs enregistrés sur la culture du quinoa	75
Tableau 09. Les insectes Prédateurs et parasitoïdes ravageurs enregistrés sur la culture du quinoa dans la station d'étude.	77

Introduction

Originaire de la région Andine de l'Amérique du Sud où elle est domestiquée il y a 7.000 ans environ, le quinoa est considéré l'aliment de base des populations indigènes de cette région (**Del Castillo et al ., 2008**). C'est la culture symbolique des hauts plateaux de Bolivie, d'Équateur et du Pérou. Connue sous le nom scientifique *Chenopodium quinoa* (Willd.), est une plante herbacée annuelle de la famille des Amaranthaceae. Elle est adaptée aux sols pauvres, parfois salins et aux conditions climatiques arides (**Del Castillo et al ., 2008**). Cultivée principalement dans sa région d'origine pour la consommation sous forme de grains complets, de farine et de graines soufflées (**Del Castillo et al ., 2008**).

La culture de quinoa est Confondue avec les céréales mais elle n'est pas considérée comme une céréale en tant que telle puisqu'elle appartient à la famille des Chénopodiacées. Qualifiée actuellement comme une pseudo-céréale (**Herbillon, 2015**). Ses hautes qualités nutritionnelles ont récemment le fait redécouvert à travers le monde (**Da Cunha Veloso, 2016**). Sa teneur élevée en protéines, sa composition équilibrée en acides aminés, son contenu élevé en minéraux essentiels, lipides, antioxydants et vitamines, et l'absence de gluten sont appréciés surtout certain par régimes diététiques et " bio " (**Herbillon, 2015**). L'expérience de l'implantation de culture telle que le quinoa a pu ouvrir des perspectives «prometteuses» pour son extension et sa généralisation à travers le monde (**Lebonvallet, 2008**). Les principaux pays producteurs de quinoa sont le Pérou et la Bolivie avec plus de 90% de la production mondiale (**CERCAM, 2014**) mais Canada est le grand pays producteur de quinoa au niveau du Nord-Américain (**Mori et al., 2017**).

Selon un rapport de **FAO(2016)**, le quinoa peut jouer un rôle majeur dans la lutte contre la famine et la malnutrition. Elle est distinguée par sa grande richesse nutritive, en particulier lorsqu'il est consommé avec les légumes. L'un des problèmes liés à l'utilisation du quinoa comme produits alimentaires est son goût amer dû à la présence de saponines. Ce composant est situé dans les couches externes des graines (**Ruales & Nair, 1992**). Cette métabolite secondaire est un élément de résistance qui protège la culture lors des attaques des bio-agresseurs, il joue le rôle répulsif des huiles essentielles pour les plantes médicinales et aromatiques (**Yabar et al., 2002**).

La diversité de l'entomofaune associée à la culture de quinoa dans son aire originaire est formée de 55 espèces d'insectes phytophages. Parmi ces espèces, seules les espèces nocturnes de lépidoptères ; *Agrotis ipsilon*, *Copitarsia decolora*, *Copitarsia incommoda*, *Helicoverpa quinoa* et *Helicoverpa titicacae* (Lépidoptera : Noctuidae)) et autres des

Gelechiidae ; *Eurysacca melanocampta*, *Eurysacca media* et *Eurysacca quinoa* sont des ravageurs majeurs (**Gandarillas et al., 2015**). Alors qu'en Europe, les insectes nuisibles attaquant le quinoa appartiennent aux Hémiptères (pucerons et cicadelles), aux Lépidoptères ; les larves des (Tortricidae : *Cnephasia curtis*, *Scrobipalpa atriplicella*) et aux coléoptères (Chrysomelidae : *Epitrix subcrinita* et *Cassida nebulosa* (**Mori et al., 2017**).

En Algérie, La sécurité alimentaire dépend du marché international pour assurer l'approvisionnement d'une population croissante alors que les effets du changement climatique s'accroissent plus qu'ailleurs (**Chabane, 2012**). Une augmentation prononcée de la température, une baisse significative des précipitations et des sécheresses plus fréquentes et intenses, constituent les principaux facteurs limitant de l'agriculture algérienne (**Bessaoud et al., 2019**). Ces conditions agro-climatiques contraignent l'Etat Algérien, d'une part dans l'obligation d'inscrire la durabilité des modes de production, et d'autre part, d'accorder à la recherche agronomique une place privilégiée (**Bessaoud et al., 2019**). Des mesures d'adaptation au changement climatique comme la construction de barrages et de retenues collinaires, l'introduction de pratiques techniques (semis directs), et la lutte contre la désertification par l'adoption des cultures qui résistent parfaitement à la sécheresse, la salinité et peu exigeant en eau d'irrigation sont avérées nécessaires.

L'importance du quinoa, tant sur le plan nutritionnel que sur le plan agricole, a été reconnue en Algérie et dans les pays voisins, où des sécheresses récurrentes, les ravageurs et les maladies des cultures ont eu des effets dévastateurs sur l'économie, et plus particulièrement sur le secteur agricole (**Bessaoud et al., 2019**). La culture de quinoa est introduite en Algérie récemment et plus précisément dans le Sud Algérien par la FAO en 2013. La wilaya de Biskra est l'une des régions préférées pour l'installation des premiers essais.

Des études très restreintes ont ciblé la diversité de l'entomofaune associée à la culture du quinoa. Cette diversité qui doit être investiguée afin de caractériser le fonctionnement d'un type d'agrosystème sous des conditions pédoclimatiques spécifiques en se focalisant sur le rôle des insectes présentes et leurs interactions avec une nouvelle plante exotique introduite. Actuellement, La seule étude disponible est réalisée par **Deghiche-Diab et al. (2021)** dans la région d'El-Outaya (Biskra), elle a pu recenser une liste de 41 espèces d'insectes appartenant aux différents ordres ; Diptères, Hyménoptères, Hémiptères, Lépidoptères, Coléoptères, Orthoptères, Névroptères et Thysanoptères. C'est dans ce regard que s'inscrit ce travail qui a pour objectif de déterminer l'impact d'une telle composition végétale de la parcelle cultivée de quinoa sur les populations locales d'insectes présentes

dans l'environnement proche de cette parcelle , comparer cette biodiversité entomologique associée avec d'autres et analyser les interactions trophiques plante-insecte détectés à travers cette étude.

Dans ce travail, nous proposons dans un premier chapitre d'exposer les différents aspects liés à la culture du quinoa (botanique, composition biochimique, importance nutritionnelle et ravageurs) suivi par une présentation de la méthodologie de travail en deuxième chapitre. En troisième chapitre nous répertorions les espèces d'insectes associées à la culture du quinoa et nous étudierons son impact sur les différentes interactions trophiques qui existent dans le site d'étude.

Chapitre I : Généralités sur la culture du quinoa (*Chenopodium quinoa* willd., 1798)

1.1. Histoire et Origine du Quinoa

L'histoire du quinoa remonte à l'Empire Inca. Cette civilisation a occupé une étendue territoriale vaste de l'Amérique de sud de l'Équateur au nord, à l'Argentine au sud (**Canaviri Paz, 2021**). Le mot Quinoa est d'origine prononcé quechua (mère des graines) désignant un herbe annuel à feuilles triangulaire et panicules composées (**Del Castillo et al., 2008**). La graine de cette plante a été utilisée par les populations indigènes pendant des siècles en Colombie, en Équateur, au Pérou, en Bolivie, au Chili et dans le nord-ouest de l'Argentine comme un composant de base dans le régime alimentaire des Incas et la considéraient un don sacré de l'humanité (**González et al. 2011**). Elle est découverte dans les grottes d'Ayacucho au Pérou, domestiqué depuis 6.400 à 7.800 ans suivant les traces archéologiques (**Del Castillo et al., 2008**). Les hautes terres andines de la Bolivie ont été désignées comme le centre d'origine du quinoa (**Bazile et al., 2016**), elles renferment la variabilité intra-spécifique la plus élevée au monde. Avec 6721 accessions, dont 3178 appartiennent à la collection de germoplasme bolivienne (**Rojas et al., 2015**).

Le quinoa est considéré actuellement comme un pseudo-céréale caractérisé par une grande résistance et une plasticité phénotypique favorisant la dispersion de cette culture dans des conditions climatiques néfastes (**Bazile et al., 2016, Nickel et al., 2016**). *Chenopodium quinoa* a de grandes valeurs nutritionnelles, longtemps négligée par la recherche agronomique mais ses qualités ont récemment fait l'apprécier au-delà de sa région d'origine (**Del Castillo et al., 2008**).

1.2. Importance et distribution du quinoa dans le monde

Sélectionné par l'Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture (**FAO**) comme l'espèce végétale pouvant assurer la sécurité alimentaire de ce siècle en raison de ses caractéristiques nutritionnelles et également pour son importante tolérance à plusieurs stress abiotiques (**Orsini et al., 2011**), le quinoa, Cultivé dans des milieux divers de l'Amérique du Sud, s'étend du 2° de latitude nord en Colombie, au 47° de latitude sud au Chili, entre 4 000 m d'altitude dans les hautes Andes jusqu'au niveau de la mer. Ces variétés se sont également adaptées aux différents sols, climats et surtout à la longueur du jour (**Wilson, 1988b ; Fuentes & Bhargava, 2011 et González et al. 2011**) (**Figure 1**).

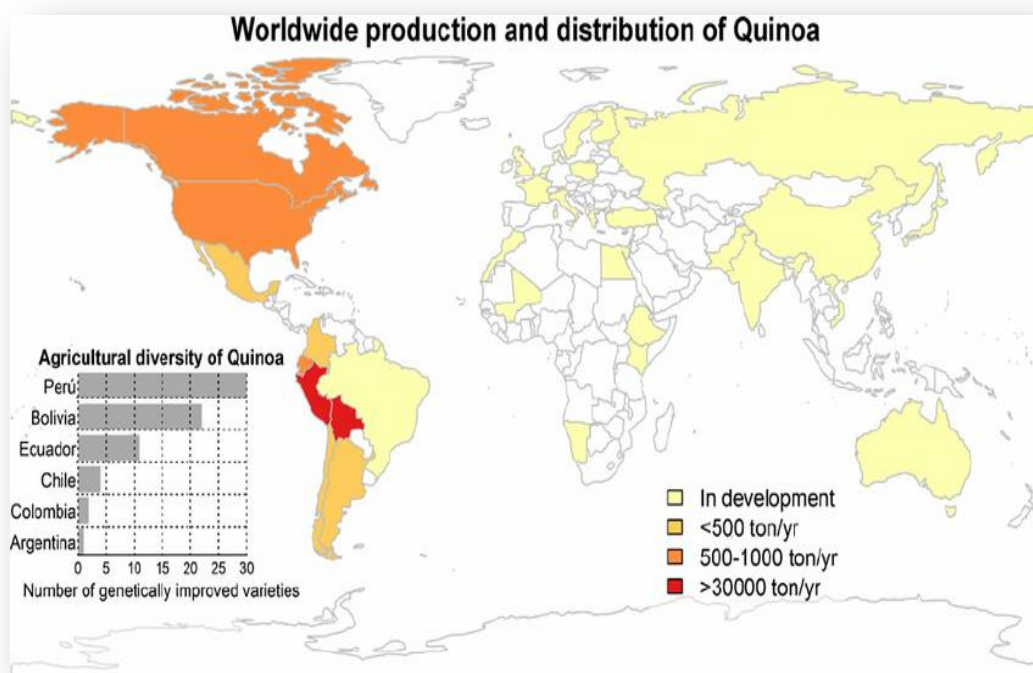


Figure 1. Répartition mondiale de la production de quinoa (Ruiz *et al.*, 2014)

Dans le monde, le quinoa a dépassé les frontières continentales, il est cultivé dans presque 50 pays, en France, en Angleterre, en Suède, au Danemark, en Hollande, en Italie, aux États-Unis, au Canada, au Kenya, au Malawi, à l’Égypte, l’Himalaya et dans les plaines du nord de l’Inde (Maliro & Guwela, 2015). Il occupe une superficie d’environ 99.313 ha dont la production en 2010 est de 78.025 tonnes (Dilmi & Marhoune, 2019). Les principaux producteurs de quinoa sont la Bolivie, le Pérou et les États-Unis (Figure 01). La Bolivie occupe le premier rang en terme de superficie, qui est de l’ordre de 63.010 ha avec une production d’environ 36.106 tonnes alors que le Pérou produit plus de 41.000 tonnes sur une superficie d’environ 35.313 ha (Dilmi & Marhoune, 2019).

En Algérie L’introduction de la culture du quinoa s’est faite en 2013. Elle est cultivée à titre expérimental dans huit sites appartenant à quatre institutions ayant différentes caractéristiques agro-écologique. ITDAS, (Biskra et El-oued), INRAA, (Adrar et Ghilizane), ITGC, (Sétif, Tiaret et Guelma) et INRF (Alger) (FAO 2016). Selon le rapport de la (FAO 2016), la culture du quinoa en Algérie peut ouvrir de grandes perspectives de développement. En effet, l’intérêt de cette plante réside dans sa capacité de résistance face aux conditions pédoclimatiques extrême (sécheresse, pauvreté des sols, salinité).

1.3. Classification botanique et description

Le quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd., 1798) est une plante dicotylédone, angiosperme de la famille des Amaranthaceae et la sous famille des Chenopodiaceae, genre *Chenopodium*. Les deux noms de famille (Amaranthaceae et Chenopodiaceae) ont été acceptés et considérés synonymes sur la base des caractéristiques morphologiques (**Canaviri Paz, 2021**) et des études moléculaires récentes de l'ADN de la plante (**Kadereit et al., 2003 ; Fuentes-Bazan et al., 2012 et Zou et al., 2017**). Le genre *Chenopodium* est le plus diversifié de la famille des Amaranthaceae avec plus de 250 espèces répandues dans le monde (**Giusti, 1970**). La classification de l'espèce *Chenopodium quinoa* selon Cronquist (1981), APG III (2009) confirmée par APG IV (2016) et WFO (2023) est comme suit,

Règne : Plantae Haeckel, 1866

Classe : Equisetopsida C.Agardh, 1825

Sous/classe : Magnoliidae Novak ex Takht., 1967

Ordre : Caryophyllales Juss. ex Berch. & J. Presl, 1820

Famille : Amaranthaceae Juss., 1789

Genre : *Chenopodium* L., 1753

Espèce : *Chenopodium quinoa* Willd., 1798

Le quinoa (*C. quinoa*) est une dicotylédone herbacée, autogame, annuelle, de la famille des Amaranthaceae. Dans les conditions optimales de température et d'humidité, les grains germent en une dizaine d'heures environ (**Bois et al., 2006**) et, au champ, les cotylédons apparaissent généralement vers le 7^e jour après l'émergence. La croissance racinaire est en rapport étroit avec celle de la partie aérienne, et des plantes exceptionnelles atteignant 1,70 m de hauteur ont développé des racines de 1,50 m (**Tapia et al., 1979**). Plus communément, la tige a une taille comprise entre 0,5 et 1,5 m selon la variété et les conditions de croissance, les quinoas des vallées ou des zones protégées et fertiles étant plus grandes que celles qui poussent au-delà de 4.000 m d'altitude ou dans les zones arides et froides (**Gandarillas, 1979 b**).

Le quinoa montre une grande variabilité morphologique, concernant aussi bien les feuilles que les panicules et les graines (**Tapia et al., 1979**) mais quelques caractères

morphologiques sont les plus constants et fiables pour sa classification taxonomique comme le port de la plante (ramification), la forme de l'inflorescence (amaranthiforme ou glomériforme), la feuille et la graine (**Tapia et al., 1979**).

Selon le développement de la ramification, les écotypes de l'Altiplano bolivien se caractérisent par une tige principale dominante et quelques tiges latérales très courtes tandis que chez les écotypes des vallées, les tiges sont multiples de tailles comparables avec toutes les variantes intermédiaires entre ces deux types (**Gandarillas, 1979b**). Le développement de l'architecture de la plante peut être partiellement modifié par la densité de semis de la culture (**Gandarillas, 1979b**). La tige, cylindrique au niveau du collet et anguleuse plus haut, contient une moelle de texture tendre chez les jeunes plantes, devenant spongieuse et creuse à maturité, avec une écorce ferme et compacte, dont la résistance à la grêle semble dépendre de la variété (**Gandarillas, 1979b**). La couleur de la tige est caractéristique de la variété : verte, orangée, rouge foncé ou pourpre, uniforme ou tachetée (**Gandarillas, 1979b**). Les feuilles d'une même plante sont nettement polymorphes, celles de la tige principale étant plus longues que celles des ramifications (**Tapia et al., 1979**). Les feuilles, alternes, ont un limbe en forme de losange, de triangle ou lancéolé, plat ou onduleux, charnu et tendre (celles de jeunes plantes se consomment comme légume) (**Tapia et al., 1979**). La couleur prédominante de la plante est verte mais chez les plantes adultes, les couleurs de base sont rouges, pourpre et vert, selon le génotype (**Tapia et al., 1979**).

les fleurs du quinoa sont hermaphrodites et les inflorescences disposées en grappes sont considérées comme de faux épis (panicules) (**Del Castillo et al., 2008**). En général, le quinoa est une espèce autogame, avec environ 10 % de pollinisation croisée (**Del Castillo et al., 2008**). Cette autofécondation n'affecte pas la vigueur de cette espèce de culture et permet l'utilisation de techniques basées sur les plantes autogames pour l'amélioration génétique (**Tapia et al., 1979**).

Le fruit est un akène, de forme cylindrique à lenticulaire, dans lequel l'embryon périphérique entoure le périsperme central (tissus de réserve) et se trouve couvert par le péricarpe et deux assises tégumentaires (**Prego et al., 1998**). Le péricarpe contient de la **saponine** en quantité variables selon la forme cultivée ou sauvage), il se présente en gamme de couleurs vaste à cause de la combinaison des couleurs du péricarpe et du tégument de la

graine (**Prego *et al.*, 1998**). Il existe trois formes de grain : conique, cylindrique et ellipsoïde, leurs limites ont une grande valeur taxonomique, car ils sont communément marqués chez les formes cultivées, et plus arrondis chez les sauvages (**Tapia *et al.*, 1979 ; Bruno, 2006**).

1.4. Stades Phénologiques du quinoa

Selon **Tapia *et al.* (1979)**, le cycle de croissance du quinoa est différencié en cinq périodes :

- du semis à l'émergence, 11-57 jours,
- de l'émergence à l'apparition de la première paire de feuilles, 5-9 jours,
- de la première paire de feuilles à l'apparition des panicules, 45-56 jours,
- des panicules à la floraison, 11-31 jours,
- de la floraison à la maturation, 60-109 jours.

Plusieurs échelles de croissance ont été décrites pour le quinoa, celle **Lebonvallet (2008)** est divisée en neuf phases mais celle de **Mujica & Canahua (1989)** est répartie en 12 phases. Cette dernière est plus détaillée et indique le nombre de jours moyen de chaque phase. Les différents stades sont illustrés en (**Figure 2**).

- **La levée**

Elle correspond à la sortie de la plantule et au déploiement des feuilles cotylédonaires (germination épigée). Elle se produit entre sept et dix jours après le semis, en conditions de germination optimales (**Mujica & Canahua, 1989**). (**Figure 2**)

- **Deux feuilles vraies**

Les deux premières feuilles vraies apparaissent 15 à 20 jours après le semis, conjointement à une croissance rapide des racines. Elles sont de forme rhomboïdale au contraire des feuilles cotylédonaires, lancéolées. Elles sont très sensibles aux attaques d'insectes (**Mujica & Canahua, 1989**). (**Figure 2**)

- **Quatre feuilles vraies**

La deuxième paire de feuilles vraies se déploie 25 à 30 jours après le semis. Les feuilles cotylédonaires sont toujours vertes. La plantule montre dans cette phase une assez

bonne résistance au froid et à la sécheresse, mais ses feuilles tendres constituent une nourriture de choix pour les ruminants (**Mujica & Canahua, 1989**). (**Figure 2**)

- **Six feuilles vraies**

L'apparition de la troisième paire de feuilles vraies se produit 35 à 45 jours après le semis. L'apex végétatif est nettement protégé par les feuilles les plus âgées, en particulier lorsque la plante est soumise à un stress (thermique, hydrique ou salin) (**Mujica & Canahua, 1989**). (**Figure 2**)

- **Ramification**

A partir du stade huit feuilles, soit 45 à 50 jours après le semis, on peut observer pour les variétés qui ramifient la présence de bourgeons axillaires jusqu'au troisième nœud. Les feuilles cotylédonaire, jaunies, tombent et laissent une cicatrice sur la tige. L'inflorescence n'est pas encore visible, recouverte et protégée par les feuilles (**Mujica & Canahua, 1989**).

- **Début de formation de la panicule**

L'inflorescence commence à apparaître au bout de 55 à 60 jours, à l'apex de la plante entourée d'une agglomération de feuilles de toute petite taille qui la recouvrent encore en partie. La tige s'allonge et son diamètre augmente (**Mujica & Canahua, 1989**). (**Figure 2**)

- **Panicule**

L'inflorescence est désormais clairement visible au-dessus des feuilles, ainsi que les glomérules qui la composent. Des boutons floraux individualisés apparaissent, 65 à 70 jours après le semis. Les premières fleurs s'ouvrent 75 à 80 jours après le semis. La plante commence à être plus sensible au froid et à la sécheresse (**Mujica & Canahua, 1989**).

- **Floraison**

L'ouverture de 50% des fleurs de l'inflorescence se produit aux environs du 90ème ou 100ème jour. Cette observation doit se faire à la mi-journée, les fleurs se refermant pendant la nuit. C'est durant cette phase que la plante est la plus sensible aux gelées. Les feuilles inférieures, flétries, tombent (**Mujica & Canahua, 1989**). (**Figure 2**)

- **Grain laiteux**

Le grain est qualifié de laiteux 100 à 130 jours après le semis, car un liquide blanchâtre en sort lorsqu'une pression est exercée sur le fruit. Un déficit hydrique pendant cette phase peut entraîner une forte diminution du rendement (Mujica & Canahua, 1989).

- **Grain pâteux**

L'intérieur des fruits devient d'une consistance pâteuse, toujours de couleur blanche, 130 à 160 jours après le semis (Mujica & Canahua, 1989). (Figure 2)

- **Maturité physiologique**

Le grain, plus résistant à la pression, est à maturité au bout de 160 à 180 jours, avec une teneur en eau inférieure à 15%. Pendant le remplissage des grains depuis la floraison, le flétrissement des feuilles est presque total et se sont tombées si bien que la défoliation est presque complète à maturité (Mujica & Canahua, 1989). (Figure 2)

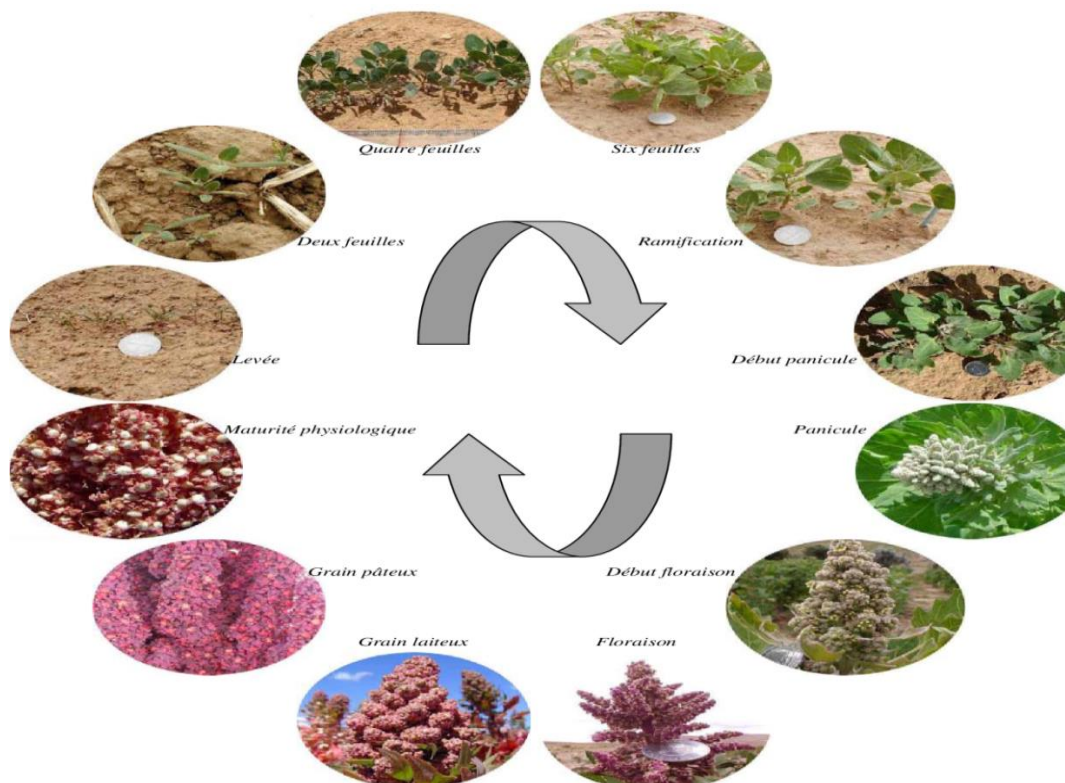


Figure 2. Stades phénologiques du quinoa (Lebonvallet, 2008).

1.5. Tolérances abiotiques du quinoa

1.5.1. Résistance à la sécheresse

La résistance à la sécheresse met en jeu différents mécanismes morphologiques, anatomiques, phénologiques et biochimiques (**Mujica-sanchez et al., 2001**) et des sécheresses modérées au début de cycle ont plutôt un effet positif d'endurcissement des plantes (**Zouaoui, 2019**)(**Tableau 1**). Toutefois cette résistance au stress hydrique, ne peut guère contrôler la baisse des rendements sous l'impact d'une sécheresse dure et longue (**Zouaoui, 2019**).

Tableau 1. Mécanismes de résistance du quinoa à la sécheresse (d'après **Mujica-sanchez et al., 2001**).

Types de mécanismes et Caractéristiques
<p>Morphologiques :</p> <ul style="list-style-type: none"> -Réduction de taille des plantes entières ou des feuilles. -Réduction de la surface foliaire par perte de feuilles. -Plasticité du développement et de la croissance. -Repli des feuilles sur la panicule.
<p>Physiologiques :</p> <ul style="list-style-type: none"> -Plus grande résistance stomatique. -Récupération rapide des capacités photosynthétiques après une vague de sécheresse. -Faible taux de transpiration. -Concentration sur les organes jeunes de cristaux d'oxalate de calcium. -Réfléchissant la radiation solaire et favorisant la rétention atmosphérique. -Plus grande vitesse d'absorption d'eau. -Plus grande tolérance au sel.
<p>Anatomiques :</p> <ul style="list-style-type: none"> -Plus grand développement racinaire (en densité et profondeur). -Réduction du nombre et de la taille des stomates.
<p>Phénologiques :</p> <ul style="list-style-type: none"> -Développement racinaire plus rapide dans les premières étapes de croissance. -Asynchronisme dans la phase de floraison. -Raccourcissement de la phase de floraison. -Développement phénologique plus rapide. -Résistance ontogénique (endurcissement par les stress antérieurs).
<p>Biochimiques :</p> <ul style="list-style-type: none"> -Présence d'oxalate de calcium dans les feuilles, tiges et panicule. -Thermo-stabilité des cellules.

- Plus grande production d'acide abscissique (ABA).
- Translocation des ions K^+ et Ca^{++} des cellules stomatiques durant les périodes de sécheresse.

1.5.2. Résistance au froid

La teneur élevée en sucres solubles confère au quinoa également une tolérance supplémentaire au gel par un abaissement significatif de la température de congélation et de la température moyenne létale (**Jacobsen et al., 2005**). Le quinoa apparaît plus vulnérable durant le stade de floraison et les températures moyennes adéquates de croissance se situe autour de 15 à 20°C (**Jacobsen et al., 2005**). Cependant, la culture du quinoa a pu se développer parfaitement sous des températures moyennes de 10°C (**Zouaoui, 2019**). Les différents mécanismes de la résistance du quinoa sont résumés et présenter dans le **Tableau 2**.

Tableau 2. Mécanismes de résistance du quinoa au froid (**Mujica -sanchez et al. 2001**)

Types de mécanismes et Caractéristiques
<p>Morphologiques :</p> <ul style="list-style-type: none"> -Chute de feuilles. -Réduction de la taille des feuilles. -Réduction de la taille de la plante.
<p>Physiologiques :</p> <ul style="list-style-type: none"> -Mouvements des feuilles et de la tige. -Osmo-régulation de la formation de glace dans l'apoplaste et résistance au sous refroidissement.
<p>Anatomiques :</p> <p>Stomates moins nombreuses et plus grandes.</p>
<p>Phénologiques :</p> <ul style="list-style-type: none"> -Phases phénologiques plus tolérantes au froid, prolongation ou raccourcissement des phases phénologiques.
<p>Biochimiques :</p> <p>Accumulation de métabolites (sucres solubles, proline et protéines).</p>

1.5.3. Tolérance à la salinité

La plus grande production de quinoa dans le monde correspond à la région des Salars de l'Altiplano au sud de la Bolivie, où les sols présentent une grande concentration de sels, principalement le chlorure de sodium (**Mujica-sanchez et al., 2001**). En utilisant une technologie ancestrale, de bonne qualité de production est obtenus avec une moyenne de 50q

/ha de quinoa indiquant que cette plante tolère la présence de sel dans le sol (**Mujica-sanchez et al., 2001**).

1.6. Valeur nutritive du quinoa

Les caractéristiques nutritionnelles ont prêté au quinoa une valeur intéressante (**Ahmed et al., 1998**), il apporte autant d'énergie et de fibres alimentaires que les aliments utilisés de façon similaire, comme les haricots, le riz, le maïs ou le blé. Toutefois, il convient de l'intégrer à un repas équilibré comportant de nombreux autres types d'aliments afin de se nourrir convenablement (**Galwey, 1992**). Il est commercialisé comme un aliment à haute valeur nutritive en Europe occidentale, au Japon et aux USA (**Galwey, 1992**). Il renferme une teneur élevée en protéines de qualité : 14 à 21%, contre 7 à 12% chez la plupart des autres céréales (blé, riz, maïs, orge, etc.) (**Bhargava et al., 2006**). Les feuilles de quinoa sont mangées comme des épinards et les graines très abondantes et petites, comme chez le riz, sont consommées de différentes manières (**Ahmed et al., 1998**). Cependant, sa principale valeur nutritionnelle réside dans sa composition équilibrée et complète en acides aminés (**Tableau 3**), dépourvu de gluten, il est donc recommandé être consommé par les personnes atteintes de la maladie cœliaque ainsi que par celles qui sont allergiques au blé (**James, 2009**).

Tableau 3. Comparaison de la composition d'acides aminés essentiels (% de protéine) du quinoa avec celle des céréales.

Acide aminé/culture	Quinoa	Riz	Maïs	Blé	Valeurs recommandées/adulte*
Isoleucine	4.4	4.1	4.0	4.2	1.3
Leucine	6.6	8.2	12.5	6.8	1.9
Lysine	6.1	3.8	2.9	2.6	1.6
Méthionine	4.8	3.6	4.0	3.7	1.7
Phénylalanine	7.3	10.5	8.6	8.2	1.9
Thréonine	3.8	3.8	3.8	2.8	0.9
Tryptophan	1.1	1.1	0.7	1.2	0.5
Valine	4.5	6.1	5.0	4.4	1.3

(**Koziol, 1992 et Galwey, 1992**).

En outre, le quinoa offre un contenu d'acides gras et de minéraux très supérieur à celui des céréales classiques (**Tableau 4**), en particulier en phosphore, magnésium, potassium et fer (**San Martin et al., 2008**). Enfin, des études récentes indiquent que le quinoa est une

excellente source de vitamines, d'antioxydants et d'acides gras (**Dini et al., 2004 ; Ng et al., 2007**).

Tableau 4. Composition en sels minéraux du quinoa par rapport à d'autres aliments (mg/kg de poids sec) (**Koziol, 1992**).

Minéraux	Quinoa	Maïs	Riz	Blé
Calcium	1487	171	69	503
Fer	132	21	7	38
Magnésium	2496	1371	735	1694
Phosphore	3837	2926	1378	4677
Potassium	9267	3771	1183	5783
Zinc	44	29	6	47

1.7. Utilisations du quinoa

Traditionnellement, une exploitation directe des différentes parties fraîches du quinoa (graines, tiges et feuilles tendres), d'une part dans la consommation humaine (**Zouaoui, 2019**) et d'autre part à des fins médicales par les peuples autochtones des Andes en raison de sa propriétés cicatrisantes, anti-inflammatoires, analgésiques, désinfectantes des voies urinaires (**FAO, 2013**), traitement des fractures, anti-hémorragies et insectifuge (**Restrepo et al., 2005**). Plus tard, l'industrie alimentaire a pu l'associer aux légumineuses telles que les fèves, les haricots rouges, le blé et le maïs afin d'améliorer sa qualité nutritionnelle (**Jancurova et al., 2009**). Les saponines extraites des variétés de quinoa amères sont utilisées par l'industrie pharmaceutique pour la production des produits qui modifient la perméabilité de l'intestin et facilitent l'absorption de certains médicaments (**Restrepo et al., 2005**). De même, l'amidon de quinoa offre un potentiel intéressant dans les différents secteurs de l'industrie (**Ahamed et al., 1998**). Finalement, Les résidus de récolte de cette culture servent comme fourrage vert également dans l'alimentation des bovins, ovins, chevaux et volailles (**Restrepo et al., 2005**).

1.8. Principaux insectes ravageurs et maladies du quinoa

Comme toutes les cultures, le quinoa est affecté par les attaques des insectes et des maladies, ces facteurs biotiques réduisent considérablement le rendement, la qualité des grains et la commercialisation de la production. En Amérique du sud, diverses espèces des lépidoptères noctuelles sont des ravageurs de la culture de quinoa. Le quinoa est ciblé par un

grand nombre d'insectes nuisibles aux différents stades de croissance résumés sur une liste de 56 espèces appartiennent aux différents ordres (**Tableau 5**). Les ravageurs les plus redoutables d'origine Andins sont les deux papillons *Eurysacca melanocampta* et *E. quinoa* (Lepidoptera : Gelechiidadae), trouvé au Pérou et en Bolivie. Les chenilles déprédatrices de ces deux papillons causent des dégâts destructeurs à tous les stades de la croissance économiquement importante (**Rasmussen et al., 2003**). Dans les grandes zones de culture de l'Altiplano, le quinoa est menacé par la noctuelle *Helicoverpa quinoa*. Les larves de ce ravageur causent des dommages considérables et des pertes aux plantes jusqu'à 20% mais une infestation importante de ces larves peut anéantir toute une récolte (**Rasmussen et al., 2003**). Elles minent les panicules durant leurs développements, en se nourrissant sur les feuilles, en creusant les tiges à la base de la panicule et en mangeant les graines. Autres noctuelles se classent en deuxième rang de ravageurs telles que ; *Copitarsia incommoda*, *Copitarsia decolora*, et *Agrotis ipsilon* (**Rasmussen et al., 2003**).

Tableau 5. Principales espèces d'insectes phytophages associées avec la culture de quinoa (**Gandarillas et al., 2015**).

Ordres	Familles	Genres	espèces	
Lepidoptera	Gelechiidae	Eurysacca	<i>E. melanocampta</i> (Meyrick)	
			<i>E. quinoa</i> Povolny	
	Geometridae	Perizoma	<i>P. sordescens</i> Dognin	
	Noctuidae	Agrotis	<i>A. ipsilon</i> (Hufnagel)	
			Copitarsia	<i>C. decolora</i> Guenée
				<i>C. incommoda</i> Walker
				<i>C. turbata</i> Herrich-Schaeffer
			Dargida	<i>D. graminivora</i> Walker
				<i>D. acanthus</i> Herrich-Schaeffer
			Feltia	<i>F. experta</i> Walker
				<i>H. quinoa</i>
			Helicoverpa	<i>H. titicacae</i> Hardwick
				<i>H. atacamae</i>
				<i>H. zea</i> (Boddie)
				<i>H. titicaquensis</i>
Heliothis				<i>H. saucia</i> (Hubner)
Peridroma	<i>P. unipunctata</i> Haworth			
Pseudaletia	<i>P. interrupta</i> Maassen			
Spodoptera	<i>S. eridania</i> (Cramer)			
	<i>S. frugiperda</i> (J.E. Smith)			
Pyrilidae	Herpetogramma	<i>H. bipunctalis</i> (Fabricius)		
		<i>S. recurvalis</i> (Fabricius)		
		<i>Pachyzancla</i> sp.		
		<i>Hymeniasp.</i>		
Coleoptera	Bruchidae	Acanthoscelides	<i>A. diasanus</i> (Pic)	
		Acalymma	<i>A. demissa</i>	
		Calligrapha	<i>C. curvilinear</i> Stal	

Homoptera	Chrysomelidae	Diabrotica	<i>D.spp</i> <i>D. speciosa</i> VigensErichson	
		Epitrix	<i>E. subcrinita</i> LeConte <i>E. yanazara</i> Bechyné	
	Curculionidae	Adioristus	<i>Adioristus spp.</i>	
	Meloidae	Epicauta	<i>E. latitarsis</i> Haag <i>E. marginata</i> Fabricius <i>E. williei</i> Denier	
		Meloe	<i>Meloesp</i>	
	Melyridae	Astylus	<i>A. luteicauda</i> Champ <i>A. laetus</i> Erichson	
	Tenebrionidae	Pilobalia	<i>Pilobaliasp.</i>	
	Aphididae	Aphis		<i>A. craccivora</i> Koch <i>A. gossypii</i> Glover <i>M. euphorbiae</i> (Thomas)
			Macrosiphum	<i>M. persicae</i> (Sulzer)
			Myzus	
Cicadellidae		Bergallia	<i>Bergalliasp.</i>	
Homoptera	Cicadellidae	Borogonalia	<i>B. impressifrons</i> (Signoret)	
		Empoasca	<i>Empoascasp.</i>	
		Paratanus	<i>Paratanusspp.</i> <i>P. exitiosus</i> (Uhler) <i>P. yusti</i> Young	
Hemiptera	Lygaeidae	Geocoris	<i>Geocorissp.</i>	
	Miridae	Rhinacloa	<i>Rhinacloasp.</i>	
	Nabidae	Nabis	<i>Nabis sp.</i>	
Thysanoptera	Thripidae	Frankliniella	<i>F. tabaci</i> Lindemen <i>F. tuberosi</i> Moulton	
Diptera	Agromyzidae	Liriomyza	<i>L. huidobrensis</i> Blanchard	
Orthoptera	Grillydae	Gryllus	<i>G. assimilis</i> Fabricius	

D'après **Gandarillas et al. (2015)**, Les dommages causés par le complexe nocturne varient en fonction principalement des espèces nocturnes, du stade phénologique de la plante et de stade larvaire. Les larves d'*Agrotis ipsilon* coupent la tige du plant au sol, mais peut se nourrir également comme défolatrice. Dans l'Altiplano bolivien, les larves du genre *Helicoverpa* (**Figure3**) et *Copitarsia* sont présentes toute l'année au cours de cycle végétatif de la culture et causent des dégâts durant le différent stade phénologique du quinoa qui peuvent aller jusqu'à 20% (**Gandarillas et al., 2015**).



Figure 3. Larves de noctuelles ravageuses du quinoa (Cruces & Callohuari 2016).

La majorité des maladies affectant la culture du quinoa sont causés par les champignons et La maladie la plus importante et la plus connue au niveau mondial est le mildiou causé par *Peronospora variabli* (Figure 4) (Little *et al.*, 2021). Le mildiou a été signalé pour la première fois au Pérou en 1947, plus tard il a été signalé dans de nombreux pays à travers le monde, y compris l'Argentine, la Bolivie, le Chili, la Colombie, l'Équateur et le Pérou en Amérique du Sud; Mexique, Canada et États-Unis d'Amérique en Amérique du Nord; Portugal, France, Pays-Bas, Royaume-Uni, Suède, Italie et Danemark en Europe ; L'Inde en Asie; et le Kenya en Afrique (Gandarillas *et al.*, 2015). Selon les mêmes auteurs, les bactéries, les nématodes et les virus sont moins nocifs à cette culture (Gandarillas *et al.*, 2015). Mais la présence d'agents pathogènes des semences associés aux mycotoxines est préoccupante et la détermination du mycobiote dans les aliments à base de quinoa est primordiale. Ces métabolites secondaires sont généralement produits par des champignons appartenant aux genres (*Alternaria*, *Aspergillus*, *Fusarium* et *Penicillium*.) (Little *et al.*, 2021).



Figure 4. les plants du quinoa avec des taches typiques affecté par le mildiou (*Peronospora variabilis*) (Little et al., 2021).

Partie I : Partie bibliographique/ Matériel et Méthodes	
CHAPITRE II : Matériel et Méthodes	20
2.1. Matériel	20
2.1.1. Matériel végétal	20
2.1.2. Matériel animal	20
2.1.3. Matériel de laboratoire	20
2.2. Méthodologie de travail	20
2.2.1. Critère du choix de la station d'étude	20
2.2.2. Description de la station d'étude	21
2.2.3. Méthodes d'échantillonnage d'insectes	22
2.2.3.1. Sur terrain	22
A. Dispositif d'échantillonnage	23
B. Technique de piégeage et de collecte	24
C. Triage et dénombrement des spécimens collectés	25
2.2.4. Conservation des échantillons	25
2.2.5. Identification	26
2.2.6. Traitements des résultats	27

Chapitre II : Matériel et Méthodes

2.1. Matériel

2.1.1. Matériel végétal

La culture de quinoa est introduite en Algérie par la FAO (Food and Agriculture Organisation) dans le cadre d'un projet de coopération et d'adaptation des cultures alternatives, intitulé "TCP/RAB/3403 – FAO-MADR" (2013-2015)". Biskra est l'une des régions Algériennes choisie pour l'expérimentation et l'ITDAS est l'institut impliqué dans ce projet. Durant les deux campagnes d'étude, le génotype de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) a été obtenu auprès de l'institut technique de développement de l'agriculture saharienne (ITDAS). Il est d'origine Péruvienne sous le code **Q102**. Les dates de semis de ce génotype pour les deux campagnes sont, le 15/11/2017 pour la première année et le 23/09/2018 pour la deuxième campagne.

2.1.2. Matériel animal

Il est constitué des insectes des échantillons trouvés dans les deux types de pièges et durant la période d'étude, ces individus d'insectes forment la base de données principale de l'inventaire entomologique.

2.1.3. Matériel de laboratoire

Le matériel utilisé pour l'échantillonnage, l'observation, la collecte, la conservation, le triage des insectes au terrain et au laboratoire est constitué de boîtes en plastique, tamis, pinceau, boîtes de pétri, tubes à essais, épingles entomologiques, loupe binoculaire, éthanol, étiquettes, appareil à photo, eau + détergent, bloc note (**Figure 5**).

2.2. Méthodologie de travail

2.2.1. Critère du choix de la station d'étude

Les critères de choix de la station tiennent compte de ; l'importance de la station de l'ITDAS comme site expérimentale d'essai de la culture de quinoa, l'existence d'une collaboration entre l'université et l'ITDAS, donc l'accessibilité est facile à l'exploitation d'El-Outaya et l'option d'associer des éléments de recherches supplémentaires aux travaux dans le cadre du projet est possible.



Figure 5. Le matériel nécessaire pour L'échantillonnage, l'observation, la collecte, la conservation, le triage (photo personnelle).

2.2.2. Description de la station d'étude

L'étude a eu lieu au niveau de la station de l'Institut Technique de développement de l'Agronomie Saharienne (I.T.D.A.S.) d'El-Outaya (**Figure 6**). Cette dernière est une commune de la wilaya de Biskra située au sud - est de l'Algérie. Biskra représente une zone de transition biogéographique entre l'aire méditerranéenne et le Sahara (**Chebbah, 2007**). Le climat de Biskra ainsi que de la station d'étude est de type aride à hiver chaud, caractérisé par des faibles précipitations et de fortes températures estivales. La température la plus faible est enregistrée au mois de Janvier, alors que la plus élevée est enregistrée au mois de juillet (**Faci, 2021**). L'hiver est la saison la plus humide, mais avec des taux qui n'atteignent pas les 60 % ; alors que les faibles taux d'humidité relative de l'air sont enregistrés en juillet (28 %) (**Faci, 2021**).

La station d'étude est un verger de FDPS à 12Km du chef-lieu de la wilaya de Biskra avec une altitude de 207m, de 34°55'58.27'' latitude de nord, longitude de 5°39'34.41''E et avec une superficie de 40 ha (**Figure 6**). La station est entouré par un brise vent constitué des espèces d'arbres pérennes ; pin d'Alep (*Pinus halepensis*), *Casuarina* et du Tamarix (*Tamarix gallica*). La texture du sol est de type argilo- limoneux avec un pH de 8.15 et une conductivité électrique de 2.71 dS/m. L'eau d'irrigation se caractérise par une CE de 4.95

dS/m (3.14g/l) avec un pH de 6.87. Elle renferme trois hectares d'olivier (*Olea europaea*) associés à une diversité de cultures pérennes et de cultures fourragères comme l'orge (*Hordeum vulgare*), la luzerne (*Medicago sativa*) et Sesbania (*Sesbania aculeata*).

Le dispositif expérimental adopté pour notre expérimentation est un bloc complet sans répétitions. La superficie totale de l'essai est de 250 m².

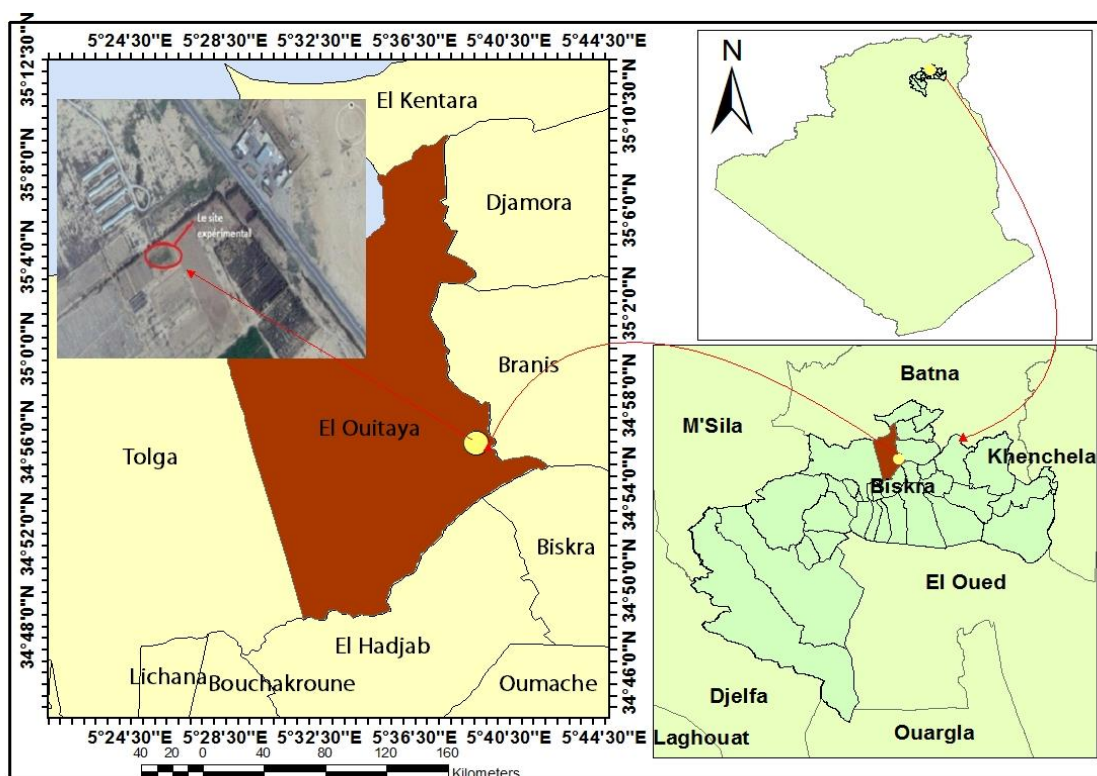


Figure 6. Carte présente le site de travail à El-Outaya-Biskra

2.2.3. Méthodes d'échantillonnage d'insectes

2.2.3.1. Sur terrain

La stratégie d'échantillonnage des organismes vivants est fondée sur la réalisation d'un dénombrement visuel, ou de prélèvements, effectués au hasard dans un espace uniforme, mais en tenant compte du mode de répartition des individus constituant la population dans l'espace considéré (Ramade, 2003). La méthode idéale de dénombrement vise à donner une image fidèle du peuplement occupant une surface définie (Benkhelil, 1991; Souttou *et al.*, 2015). Plusieurs types de piégeages sont connus et adaptés de telle sorte qu'ils doivent être : économiques, rapides, faciles d'emploi et quantitatifs (Riba & Silvy, 1989 ; Lucas, 2007).

A. Dispositif d'échantillonnage

Le plan d'échantillonnage est un protocole de sélection des éléments de la population statistique en vue d'obtenir un échantillon aléatoire (ou représentatif). Il est conçu pour estimer un ou plusieurs paramètres de la population avec le maximum de précision et le minimum d'effort (Frontier, 1983 ; Meddad-Hamza, 2017). Sur terrain on a opté à la technique de transect à largeur fixée, cette méthode d'échantillonnage consiste à étudier et estimer la densité de populations d'animaux ou de plantes le long d'un transect. Elle est très pratiquée dans un milieu cultivé (Faurie *et al.*, 1984 ; Baghem, 2012), le transect aide le ramassage du contenu des pièges des emplacements facilement reconnues afin d'éviter le contacte directe avec les plantules de la culture.

Le dispositif expérimental adapté est basé sur trois pièges trappes et deux pièges colorés. La disposition des deux types de pièges dans la parcelle est mentionnée dans la **Figure 7**. Les insectes piégés sont récoltés quatre fois par mois pendant la première année du travail allant du 15/02/2018 jusqu'au 24/05/2018 et deux fois par mois pour la deuxième année à partir du 30/09/2018 jusqu'à 03/03/2019, un total de 25 sorties est réalisé durant cette étude .

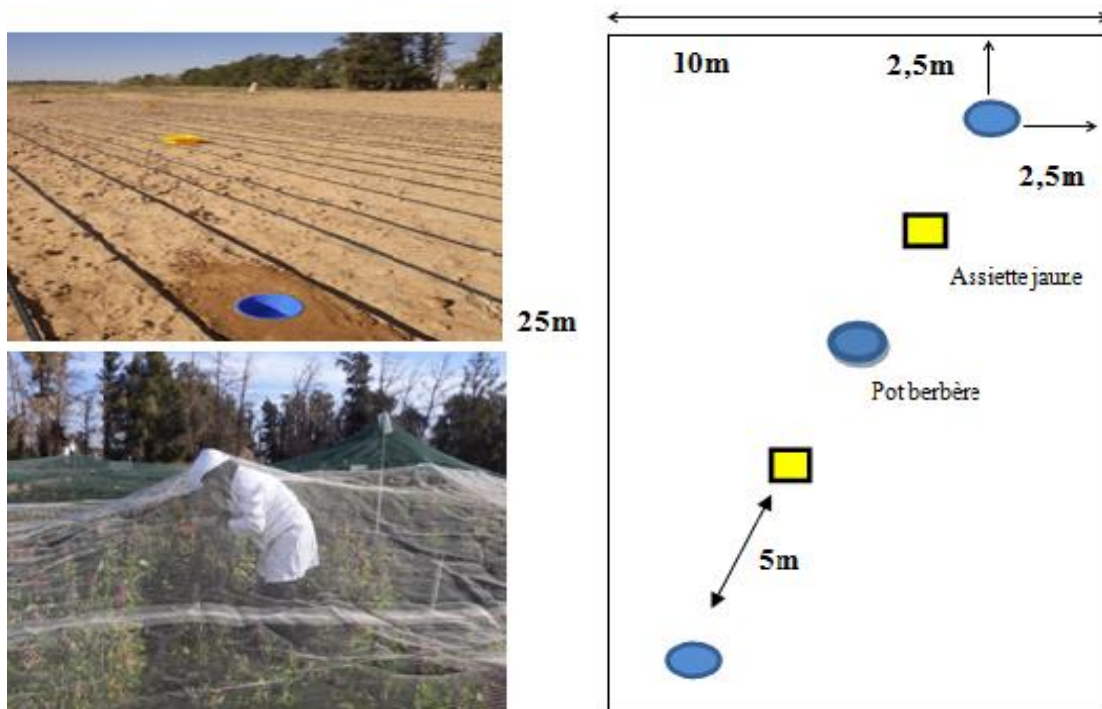


Figure 7. Le dispositif expérimental appliqué dans la parcelle de quinoa à El-Outaya-Biskra (Photo personnelle).

B. Techniques de piégeage et de collecte

Deux techniques d'échantillonnage sont utilisées ; pièges trappes ou pots barbers et assiettes jaunes pour une surface de 250m² cultivée du quinoa. Les deux types de pièges sont remplis à 2/3 d'eau contenant un détergeant afin de capturer et de conserver les insectes en milieu liquide entre deux relevés (**Figure 8**).

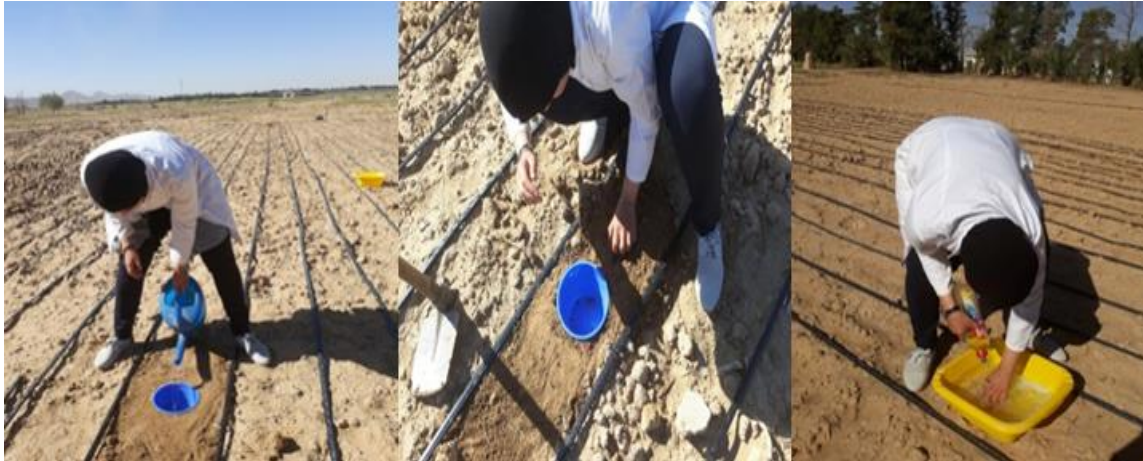


Figure 8. Représente l'installation des deux pièges utilisés pour la collecte des insectes (photos personnelles)

* Pièges trappes (pots de barbers)

Ce sont des récipients en plastique ou en métal de 5 à 10 cm de diamètre et de 10cm à 16 cm d'hauteur, remplis d'une solution nutritive à action adurante pour les insectes de moyenne et grande taille. C'est une méthode facile à utiliser et très efficace pour obtenir des spécimens qu'on pourrait difficilement obtenir autrement (**Bourbonnais, 2013**). Sous la pression des conditions de site prospecté, un choix non aléatoire du dépôt de pièges est effectué. Trois pots sont placés dans une parcelle de 250m², Ce matériel est enterré, verticalement, de façon à ce que l'ouverture se trouve au ras du sol, la terre étant tassée autour, afin d'éviter l'effet barrière pour les petites espèces (**Figure 8**).

Les avantages de ce type de piège sont ; leur disponibilité, leur emploi simple et assez rapide, ce type de piège procure des effectifs d'arthropodes épigés importants. Son rendement «nombre d'individus et d'espèces capturés/effort temporel » élevé. Généralement, il est très utilisé (**Nageleisen & Bouget, 2009**). Mais son inconvénient réside dans le choix du liquide conservateur (attractivité, nocivité, coût...), la dégradation fréquente par les chiens, le

débordement possible et le capture d'espèces non-cibles (micromammifères telle que les reptiles, mollusques terrestres) (Nageleisen & Bouget, 2009).

***Pièges jaunes (assiettes jaunes)**

Basé sur l'attraction visuelle des insectes, ce type de piège (mimétiques des fleurs) attire les insectes qui tombe dans des récipients en matière plastique rempli d'un liquide mouillant et conservateur (Nageleisen & Bouget, 2009). Ces pièges sont simples et peu coûteux, fortement lié à l'habitat (faible rayon d'action), ils capturent un grand nombre d'espèces (Nageleisen & Bouget, 2009). Mais ils doivent être vidé et réamorcé régulièrement à cause de l'évaporation du liquide, de la décomposition du contenu, de débordement en cas de pluie et de l'utilisation d'un conservateur qui peut affecter l'attractivité. Ils peuvent être détérioré par le bétail et les animaux sauvages et des personnes. Lors de la pose de ces pièges, un risque de piétinement de la végétation est possible, ce qui peut affecter les captures. Les oiseaux peuvent consommer le contenu de ces pièges et ces derniers peuvent capturer des espèces touristes (Nageleisen & Bouget, 2009).

C. Triage et dénombrement des spécimens collectés

Après la collecte des insectes sur terrain (**Figure 8**), les échantillons sont triés au laboratoire sous une loupe binoculaire (**Figure 9**). Chaque flacon contient au départ des spécimens mélangés et étiqueté avec mention des renseignements suivants : date et type de technique d'échantillonnage. Le triage des insectes débute par les ordres de chaque date et pour chaque type de piège.

2.2.4. Conservation des échantillons

La plupart des spécimens piégés sont conservés dans de l'alcool à 70%. Des espèces en particulier les pucerons nécessitent le montage entre lame et lamelle. Chaque spécimen doit porter une étiquette où sont inscrits au moins le type de piège et la date de sa capture. Pour protéger les parties du corps observées lors de l'identification, il est très important d'épingler les insectes au bon endroit qui varie selon les différents ordres d'insectes.



Figure 9. Triage des spécimens par ordre au laboratoire (Photo personnelle).

2.2.5. Identification

L'identification des ordres est basée sur les différents critères morphologiques décrites par plusieurs auteurs des références contenant des clés d'identifications spécimens a été réalisé par des spécialistes à titre d'exemple pour les ordres d'insectes ; **Delvare & Aberlenc, 1989**, pour l'ordre des coléoptères ; **Baraud, 1993** ; **Choate, 1999** ; **Leraut, 2003** ; **Almeida & Mise, 2009** et **Derolez et al., 2014**, pour l'ordre des hyménoptères ; **Goulet & Huber, 1993**, pour l'ordre des diptères ; **Sarthou et al., 2021** ; pour l'ordre des lépidoptères ; **Tolman & Lewington, 2010** .Un recours aux plusieurs spécialistes en entomologie est avéré nécessaire pour identifier les espèces ; Mme BENOUFELLA-KITOUS Karima maître de conférence(A) de l'université de Tizi-Ouzou, le professeur MOUSSI Abdelhamid de l'université de Biskra, M^{elle} CHOUIHET Nassiba ,docteur en zoologie agricole de l'ENSA(Alger) , Mme Ben Gouga Khlila et M^{elle} TAHAR CHAUCHE Souad, maîtres de recherche (A) du Centre de Recherche Scientifique et Technique Sur les Régions Arides (CRSTRA-Biskra).

2.2.6. Traitements des résultats

Les résultats obtenus sont exploités par différents indices écologiques afin d'analyser la présence et la distribution des populations entomologiques dans le temps et l'espace. Cette démarche permet également de comparer nos données avec d'autres études. Différents indices écologiques sont utilisés ;

-Indices écologiques de composition

La richesse totale (**S**), l'abondance relative (**AR**), la densité et la constance sont les indices écologiques de composition utilisés dans ce présent travail.

-Richesse totale (S) : La richesse totale (**S**), est le nombre total d'espèces que comporte un peuplement considéré dans un écosystème donné (**Ramade, 1984**). Dans la présente étude la richesse totale est le nombre total d'espèces piégées.

-Abondance relative (fréquence centésimale) : D'après **Dajoz (1971)**, l'abondance relative est le pourcentage des individus d'une espèce (**ni**) par rapport au total des individus (**N**). La quantité d'individus ressortissant à chaque espèce peut être exprimée par l'indice d'abondance relative (**Blondel, 1979**).

$$\mathbf{AR \text{ ou } F = ni \times 100 / N}$$

AR ou F : Abondance relative ou fréquence centésimale des espèces d'un peuplement donné;

ni: Nombre d'individus de l'espèce (**i**) prise en considération;

N: Nombre total des individus de toutes les espèces confondues.

-Constance (Occurrence): C'est le rapport exprimé sous la forme de pourcentage du nombre de relevés contenant l'espèce étudiée par rapport au nombre total de relevés. Elle peut être calculée pour un prélèvement ou pour l'ensemble des prélèvements d'une biocénose (**Dajoz, 1985**). Elle est calculée par la formule suivante:

$$\mathbf{C (\%) = Pi \times 100 / P}$$

C : Constance de l'espèce

P_i = Nombre de relevés contenant l'espèce étudiée.

P = Nombre total de relevés effectués.

En fonction de la valeur C, **Bigot & Bodot (1972-1973)** ont distingué les catégories suivantes:

- Des espèces constantes Si **F ≥ à 50 %**
- Des espèces accessoires Si **25 % ≤ F ≤ 49 %**.
- Des espèces accidentelles Si **10 % ≤ F ≤ 24 %**.
- Des espèces très accidentelles qualifiées de sporadiques si la constance **F < 10 %**.
- **Indices écologiques de structure**

L'indice de diversité de Shannon et l'équitabilité ont été utilisés dans notre étude.

-Indice de diversité de Shannon : Cet indice est considéré comme le meilleur moyen de traduire la diversité (**Blondel *et al.* 1973 ; Ravussin, 1983**). D'après **Dajoz (1996)**, l'indice de diversité de Shannon (**H'**), qui est fondé sur la théorie de l'information est le plus utilisé. Il est calculé de la manière suivante:

$$H' = -\sum p_i \log_2 p_i$$

H' : est l'indice de diversité de Shannon exprimé en unité bits;

p_i: Abondance relative de chaque espèce, est égal à n_i/N;

n_i: Abondance de l'espèce de rang i;

N : Nombre total d'exemplaires récoltés;

log₂ : est le logarithme à base de 2.

Plus la valeur de **H'** est élevée, plus le peuplement pris en considération est diversifié. Cet indice est également utilisé pour connaître la diversité d'une espèce donnée au sein d'un peuplement. Il implique dans ce cas des relations entre les espèces présentes et leur milieu

d'une plus grande complexité (**Viera Da Silva, 1979 ; Wamuini Lunkayilakio et al., 2010**). Un indice supérieur à 4,5 dans la nature mène généralement à une perte de la stabilité de l'écosystème (**Gobat et al., 2010**).

-Équitabilité : L'équitabilité ou indice d'équi-répartition (**E**) est le rapport entre la diversité observée **H'** et la diversité maximale **H' max** (**Ramade, 1984**). Elle est calculée afin de pouvoir comparer la diversité de deux peuplements qui renferment des nombres d'espèces différents par la formule suivante :

$$E = H' / H' \max = H' / \log_2 S$$

E : est l'équi-répartition.

H': est l'indice de diversité de Shannon exprimé en unité bits.

H' max: est l'indice de la diversité maximale exprimé en bits.

Log 2: est le logarithme à base 2.

S: est la richesse totale.

L'équitabilité varie entre 0 et 1, elle tend vers 0 quand la quasi-totalité des effectifs correspond à une seule espèce du peuplement et tend vers 1 lorsque chacune des espèces est représentée par le même nombre d'individus (**Barbault, 1981 & Ramade, 1984**).

Autres méthodes d'analyses sont effectuées et ajoutées afin de valoriser les résultats obtenus.

PARTIE II : RESULTATS ET DISCUSSION	31
CHAPITRE I : Diversité des insectes associés à la culture de quinoa.	31
1.1. Inventaire taxonomique	31
1.1.1. Résultats	31
1.1.2. Discussion	45
1.2. Evolution spatiotemporelle de l'entomofaune recensée en fonction des températures minimales	50
1.2.1. Résultats	50
1.2.2. Discussion	51
1.3. Variabilité de l'entomofaune recensée en fonction des stades phenologiques	52
1.3.1. Résultats	52
1.3.2. Discussion	53
1.4. Analyse de la diversité par les indices écologiques de composition	54
1.4.1. Abondance relative (AR%)	54
1.4.1.1. Résultats	54
1.4.1.2. Discussion	59
1.4.2. Fréquence d'occurrence et constance	61
1.4.2.1. Résultats	61
1.4.2.2. Discussion	65
1.5. Analyse de la diversité par les indices écologiques de structure	66
1.5.1. Résultats	66
1.5.2. Discussion	70

Chapitre I : Diversité des insectes associés à la culture du quinoa.

Ce chapitre réunit les résultats d'étude obtenus. Il se présente en quatre parties, la première concerne la classification taxonomique des insectes. Une liste globale des insectes du site étudiée est fournie. Suivi d'une analyse de l'évolution spatiotemporelle durant les deux campagnes de l'entomofaune recensée en fonction des températures minimales et des stades phénologiques du quinoa. La quatrième partie décrit brièvement les résultats des mesures de la biodiversité aux moyens des indices écologiques de composition et de structure.

1.1. Inventaire taxonomique

1.1.1. Résultats

Les résultats de l'inventaire de l'entomofaune répertoriée sur la culture du quinoa durant la période d'étude sont reportés dans le tableau 6. Un total de plus de 3927 insectes a été compté. Cette diversité entomologique représente 422 taxons répartis en 11 ordres et 110 familles (Tableau 6) et (Annexes 1, 2 ,3).

Tableau 6. Entomofaune associée au quinoa collecté à l'aide des pièges à assiettes jaunes et barbers dans la station d'ITDAS, El-Outaya, Biskra.

Classe	Ordres	Familles	Espèces		
Insecta	Poduromorpha	Entomobryidae	<i>Entomobrya sp.</i>		
	Psocodea	Elipsocidae	<i>Cuneopalpus cyanops</i> (Rostock, 1876)		
	Orthoptera	Acrididae		<i>Aiolopus simulatix</i> (Walker, 1870)	
				<i>Acrotylus insabricus</i> (Scopoli, 1786)	
				<i>Ochridia gracilis</i> (Krauss, 1902)	
				<i>Heteracris adspersa</i> (Redtenbacher, 1889)	
				<i>Heteracris sp</i>	
				<i>Truxalus nasuta</i> (Linnaeus, 1758)	
				<i>Pyrgomorpha cognata</i> (Krauss, 1877)	
				sp. indéterminé.	
				Gryllidae	sp.1 indéterminé.
					sp.2 indéterminé.
					sp.3 indéterminé.
					sp.4 indéterminé.
	Thysanoptera	Aeolothripidae		<i>Aeolothrips intermedius</i> (Bagnall, 1934)	
				<i>Melanthrips sp</i>	
		Thripinae		<i>Frankliniella occidentalis</i> (Pergande, 1895)	
				<i>Odontothrips confusus</i> (Priesner, 1926)	
				<i>Thrips sp.</i>	
Phlaeothripidae			<i>Haplothrips setiger</i> (Priesner, 1921)		

Hemiptera	Cicadellidae	<i>Aphrodes</i> sp1	
		<i>Aphrodes</i> sp2	
		<i>Aphrodes</i> sp3	
		<i>Empoasca vitis</i> (Göthe,1875)	
		<i>Eupteryx</i> sp	
		<i>Empoasca fabae</i> (Harris, 1841)	
		<i>Zyginidia</i> sp	
		<i>Cicadulinambila</i> (Naudé, 1924)	
		<i>Macrosteles</i> sp1	
		<i>Macrosteles</i> sp2	
		<i>Macrosteles</i> sp3	
		<i>Macrosteles</i> sp4	
		<i>Macrosteles</i> sp5	
		<i>Macrosteles</i> sp6	
		<i>Macrosteles</i> sp7	
		<i>Macrosteles</i> sp8	
		<i>Deltocephalus vulgaris</i> (Dash &Viraktamath , 1998)	
		<i>Deltocephalus</i> sp	
		<i>Cicadula</i> sp	
		<i>Austragallia</i> sp	
		<i>Aconurella</i> sp	
		sp. indét.	
		Cixiidae	<i>Cixius</i> sp
			<i>Duilus letourneuxi</i> (Puton&Lethierry, 1887)
		Delphacidae	<i>Dicranotropis hamata</i> (Boheman, 1847)
			<i>Sogatella</i> sp
		Psyllidae	<i>Psylla</i> sp
		Triozidae	<i>Triozza</i> sp
			sp. indét.
Anthocoridae	<i>Orius laevigatus</i> (Fieber, 1860)		
	<i>Scoloposcelis</i> sp		
Miridae	<i>Lygus pratensis</i> (Linnaeus, 1758)		
	<i>Lygus rugulipennis</i> (Poppius, 1911)		
	<i>Lygus</i> sp		
	<i>Notostira elongate</i> (Geoffroy, 1785)		
	<i>Polymerus unifasciatus</i> (Fabricius, 1794)		
	<i>Polymerus asperulae</i> (Fieber, 1861)		
	<i>Orthops pilosulus</i> (Jakovlev, 1877)		
	<i>Phytocoris</i> sp		
	<i>Closterotomus</i> sp		
	<i>Brachynotoris cyprius</i> (Wagner, 1961)		
	<i>Hyoidea</i> sp		
	<i>Heterocordylus</i> sp		
	<i>Orthotylus</i> sp		
	<i>Pilophorus clavatus</i> (Linnaeus, 1767)		
	<i>Plagiognathus</i> sp		

	<i>Chlorillus pictus</i> (Fieber, 1864)
	sp. indét.
	<i>Dicyphus globulifer</i> (Fallen, 1829)
	<i>Dicyphus epilobii</i> (Reuter, 1883)
	<i>Deraeocoris</i> sp
	<i>Deraeocoris serenus</i> (Douglas & Scott, 1868)
Alydidae	sp. indét.
Rhopalidae	<i>Limacocarenum</i> sp
	<i>Rhopalus</i> sp
Lygaeidae	<i>Nysius</i> sp
	<i>Nysius ericae</i> (Schilling, 1829)
	<i>Ortholomus punctipennis</i> (Herrich-Schaffer, 1838)
Geocoridae	<i>Engistus exsanguis</i> (Stal, 1872)
	<i>Engistus</i> sp
	<i>Geocoris</i> sp
Rhyparochromidae	<i>Megalonotus</i> sp
	sp. indét.
Aphididae	<i>Brevicoryne brassicae</i> (Linnaeus, 1758)
	<i>Myzus</i> sp
	<i>Aphis fabae</i> (Scopoli, 1763)
	<i>Dysaphis foeniculus</i> (Theobald, 1923)
	<i>Dysaphis plantaginea</i> (Passerini, 1860)
	<i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776)
	<i>Aphis verbasci</i> (Schrank, 1801)
	<i>Rhopalosiphum maidis</i> (Fitch, 1858)
	<i>Hydaphis foeniculi</i> (Passerini, 1860)
	<i>Aphis</i> sp1
	<i>Aphis</i> sp2
	<i>Rhopalosiphum padi</i> (Linnaeus, 1758)
	<i>Hyperomyzus lactucae</i> (Linnaeus, 1758)
	<i>Aphis gossypii</i> (Glover, 1877)
	<i>Aulacorthum solani</i> (Kaltenbach, 1843)
	<i>Nasonovia ribisnigri</i> (Mosley, 1841)
	<i>Aphis coreopsidis</i> (Thoma, 1878)
	<i>Aphis craccivora</i> (Koch, 1854)
	<i>Macrosiphum euphorbiae</i> (Thoma, 1878)
	<i>Macrosiphum rosae</i> (Linnaeus, 1758)
	<i>Lipaphis erysimi</i> (Kaltenbach, 1843)
	<i>Lipaphis</i> sp
	<i>Brachycaudus helichrysi</i> (Kaltenbach, 1843)
	<i>Hydaphis coriandri</i> (Das, B.C., 1918)
	<i>Metopolophium dirhodum</i> (Walker, 1849)
	<i>Pemphigus</i> sp
	<i>Myzocallis castanicola</i> (Baker, 1917)

Coleoptera	Carabidae	<i>Cicindela sp</i>
		<i>Myriochila sp</i>
		Sp1 indét.
		<i>Cymindis sp</i>
		<i>Zuphium sp</i>
		<i>Bombidiontetra grammum</i> (Chaudoir,1846)
		Sp2 indét.
		<i>Leistus sp</i>
		<i>Syntomus sp</i>
		<i>Carabus sp1</i>
	<i>Carabus sp2</i>	
	Coccinellidae	<i>Coccinella algerica</i> (Kovàr 1977)
		<i>Hippodomia variegata</i> (Goeze, 1777)
		<i>Adalia decempunctata</i> (Linné, 1758)
		<i>Scymnus sp</i> (Kugelann, 1794)
		<i>Scymnus levaillanti</i> (Mulsant, 1850)
	Erotylidae	<i>Tritomabipus tulata</i> (Fabricius, 1775)
	Silvanidae	<i>Silvanus sp</i>
		Sp indét.
	Cryptophagidae	<i>Cryptophagus sp</i>
		Sp indét.
		<i>Atomaria sp</i>
	Kateretidae	<i>Brachypterus sp</i>
	Nitidulidae	<i>Meligethes sp</i>
	Dermestidae	<i>Dermestes sp</i>
		<i>Attagenus sp1</i>
		<i>Attagenus sp2</i>
Sp indét.		
Chrysomelidae	<i>Cryptocephalus sp</i>	
	<i>Longitarsus sp</i>	
	<i>Luperus sp</i>	
	Sp1 indét.	
	Sp2 indét.	
	Sp3 indét.	
	<i>Alticasp</i>	
<i>Cassida vittata</i> (Villers, 1789)		
Orsodacnidae	<i>Orsodacne sp</i>	
Cerambycidae	<i>Certallumebulineum</i> (Linné, 1767)	
Curculionidae	<i>Acalyptus sp</i>	
	<i>Brachonyx sp</i>	
	Sp1 indét.	
	Sp2 indét	
	<i>Miarussp</i>	
	<i>Temnorhinus sp</i>	
	<i>Lixus sp</i>	
<i>Conioceleonus sp</i>		

		<i>Charagmussp</i>
		<i>Sitona sp</i>
		<i>Aulacobaris sp</i>
Brentidae		<i>Apion sp1</i>
		<i>Apion sp2</i>
		<i>Apion sp3</i>
		<i>Apion antennatum</i> (JB Smith, 1884)
Buprestidae		<i>Buprestis sp1</i>
		<i>Buprestis sp2</i>
		<i>Latipalpis plana</i> (Olivier, 1790)
		<i>Sphenoptera sp</i>
Staphylinidae		Sp1 indét.
		Sp2 indét.
		<i>Lobrathium multipunctum</i> (Gravenhorst, 1802)
		<i>Philonthus sp1</i>
		<i>Philonthus sp2</i>
		<i>Xantholinussp</i>
		Sp3 indét.
		<i>Homalota sp</i>
		<i>Platystethus sp</i>
		Sp4 indét.
Elateridae		Sp indét.
Cantharidae		<i>Cantharis sp</i>
Melyridae		<i>Psilothrix viridicoerulea</i> (Geoffroy, 1785)
		<i>Aplocnemus sp</i>
Meloidae		<i>Lytta vesicatoria</i> (Linnaeus, 1758)
		<i>Mylabris sp</i>
Tenebrionidae		Sp indét.
		<i>Dilamussp</i>
		<i>Blaps mucronata</i> (Latreille, 1804)
		<i>Mesostena sp</i>
Anthicidae		<i>Anthicus sp</i>
		<i>Omonadus sp</i>
Scarabaeidae		<i>Aphodiussp</i>
		<i>Pleurophorussp</i>
		<i>Amphimallon solstitialis</i> (Linnaeus, 1758)
		<i>Tropinotahirta</i> (Poda, 1761)
Diptera	Tachinidae	<i>Anachaetopsissp</i>
		Sp indét.
	Calliphoridae	<i>Calliphora sp</i>
	Sacrophagidae	<i>Sacrophagaha emorrhoides</i> (Bottcher, 1913)
	Hybotidae	<i>Tachydromia sp</i>
	Dolichopodidae	<i>Sciapus sp</i>
	Empididae	<i>Empis sp</i>
	Agromyzidae	<i>Agromyza sp</i>
		<i>Agromyza graminicola</i> (Hendel, 1931)

	<i>Phytomyza sp</i>
	Sp indét.
Chloropidae	<i>Elachipterasp</i>
	Sp indét.
Syrphidae	<i>Syrphus nitidicollis</i> (Meigen, 1822)
	<i>Syrphus corollae</i> (Fabricius, 1794)
	<i>Syrphus cinctus</i> (Fallén, 1817)
	<i>Eristalis sp</i>
Asilidae	Sp indét.
Bombyliidae	Sp indét.
Sphaeroceridae	Sp indét.
Piophilidae	Sp indét.
Anthomyiidae	<i>Hydrophoriasp</i>
	Sp indét.
Muscidae	<i>Musca corvina</i> (Fabricius, 1781)
	<i>Stomoxys calcitrans</i> (Linnaeus, 1758)
	<i>Musca domestica</i> (Linnaeus, 1758)
	<i>Musca autumnalis</i> (Geer, 1776)
	<i>Musca sp</i>
	<i>Morellia sp</i>
	<i>Coenosia sp</i>
	Sp indét.
	<i>Muscina sp</i>
Fanniidae	<i>Fannia sp</i>
	<i>Fannia canicularis</i> (Linnaeus, 1761)
	Sp indét.
Phoridae	<i>Conicerasp</i>
Sepsidae	<i>Sepsis punctum</i> (Fabricius, 1794)
Cecidomyiidae	Sp indét.
Sciaridae	<i>Trichosia sp</i>
Bibionidae	Sp indét.
Hymenoptera	Megalodontidae
	Sp indét.
	Tenthredinidae
	Sp indét.
	Chrysididae
	<i>Elampus constrictus</i> (Förster, 1853)
	<i>Omalus sp</i>
	<i>Pseudomalus auratus</i> (Linnaeus, 1758)
	<i>Holopyga generosa</i> (Förster, 1853)
	<i>Philoctetes trimiotus</i> (Abeille, 1879)
	<i>Pseudomalu sviolaceus</i> (Scopoli, 1763)
	<i>Cleptes nitidulus</i> (Fabricius, 1793)
	Dryinidae
	<i>Anteon sp</i>
	Bethylidae
	Sp indét.
	Vespidae
	<i>Celonites sp</i>
	<i>Polistes gallicus</i> (Linnaeus, 1767)
	Sp indét.
	<i>Odynerus sp</i>
	<i>Stenodynerus sp</i>

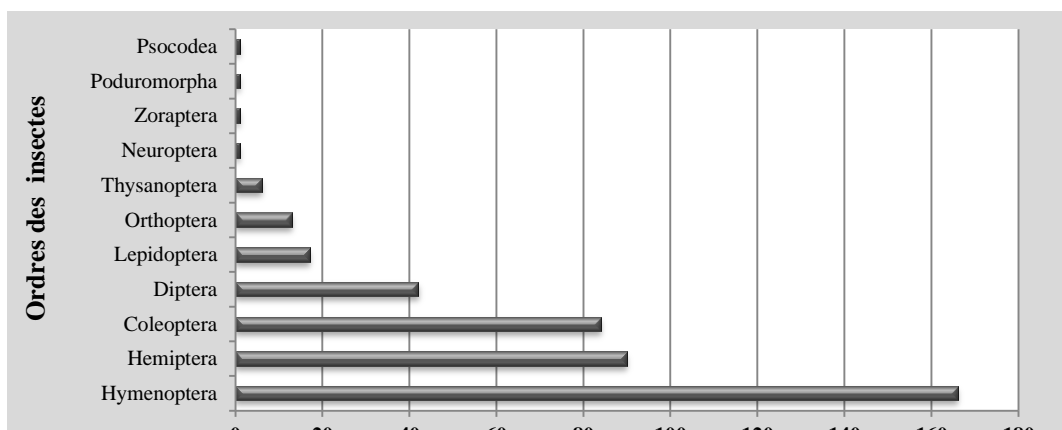
Scoliidae	<i>Campsomeriella thoracica</i> (Fabricius, 1787)
	<i>Colpa quinquecincta</i> (Fabricius, 1793)
	<i>Micromeriella aureola</i> (Klug, 1832)
	<i>Austroscolia</i> sp
	Sp1 indét.
	Sp2 indét.
Mutillidae	<i>Rhopalomutilla</i> sp
Formicidae	<i>Tetramorium biskrense</i> (Forel, 1904)
	<i>Messor barbarus</i> (Linnaeus, 1767)
	<i>Pheidole pallidula</i> (Nylander, 1849)
	<i>Aphaenogaster</i> sp
	<i>Monomorium salomonis</i> (Linnaeus, 1758)
	<i>Tapinoma nigerrimum</i> (Nylander, 1856)
	<i>Camponotus barbaricus</i> (Emery, 1905)
	<i>Cataglyphis bicolor</i> (Fabricius, 1793)
Pompilidae	<i>Ceropales</i> sp
	<i>Anoplius nigerrimus</i> (Scopoli, 1763)
Crabronidae	<i>Dasyproctus</i> sp
	Sp1 indét.
	Sp2 indét.
	<i>Holotachysphex</i> sp
	Sp3 indét.
	<i>Synnervus</i> sp
	<i>Nysson</i> sp
	<i>Diodontus</i> sp
	<i>Psenulus</i> sp
	<i>Ammoplanus biskrensis</i> (Boucek, 2001)
	<i>Cerceris</i> sp
<i>Dinetus</i> sp	
Sphecidae	<i>Sphex</i> sp
Andrenidae	<i>Andrena</i> sp1
	<i>Andrena</i> sp2
	<i>Andrena</i> sp3
	<i>Panurguss</i> sp
Apidae	<i>Apis mellifera</i> (Linnaeus, 1758)
	<i>Thyreus</i> sp
	<i>Bombus</i> sp
	<i>Nomada</i> sp1
	<i>Nomada</i> sp2
	<i>Epeoloides</i> sp
	<i>Epeolus</i> sp
	<i>Ceratina</i> sp
Megachilidae	<i>Stelis</i> sp
	<i>Hoplitis</i> sp
	<i>Chelostoma</i> sp
	<i>Coelioxys</i> sp
	<i>Osmia inermis</i> (Zetterstedt, 1838)

Melittidae	<i>Dasygoda sp</i>
	<i>Mellita sp</i>
	<i>Macropis sp</i>
Halictidae	<i>Halictus sp1</i>
	<i>Labioglossum sp</i>
	<i>Sphecodes sp</i>
	<i>Labioglossum tricinatum</i> (Schenck, 1874)
Colletidae	<i>Hylaeus sp</i>
	<i>Colletes sp</i>
Braconidae	<i>Dacnusa sp</i>
	<i>Dinotrema sp</i>
	<i>Aphaereta sp</i>
	<i>Aphidius matricariae</i> (Haliday, 1834)
	<i>Aphidius sp</i>
	<i>Aphidius funebris</i> (Mackauer, 1961)
	<i>Diaeretiella rapae</i> (M'Intosh, 1855)
	<i>Ephedrus persicae</i> (Froggatt, 1904)
	<i>Ephedrus niger</i> (Gautier&Gaumont, 1929)
	<i>Hormius sp</i>
	<i>Chelonus sp</i>
	Sp1 indét.
	Sp2 indét.
	<i>Cotesiaglomerata</i> (Linnaeus, 1758)
	<i>Cotesia sp1</i>
	<i>Cotesia sp2</i>
	<i>Cotesia sp3</i>
	<i>Cotesia vanessae</i> (Reinhard, 1880)
	<i>Microptilis sp1</i>
	Sp3 indét.
	Sp4 indét.
	<i>Meteorus sp</i>
	<i>Centistina sp</i>
Ichneumonidae	Sp1 indét.
	<i>Misochorus sp</i>
	Sp2 indét.
	<i>Barycnemis sp</i>
	Sp3 indét.
	Sp4 indét.
	<i>Campoplex sp</i>
	Sp5 indét.
	Sp6 indét.
	<i>Hypsicera sp</i>
	<i>Labena sp</i>
	<i>Megastylus sp</i>
	<i>Orthocentrus sp</i>
Sp7 indét.	
<i>Limerodops subsericans</i> (Gravenhorst, 1820)	

	Sp8 indét.
	<i>Orthopelma</i> sp
	<i>Phytodietus</i> sp
	<i>Tryphon</i> sp
	<i>Cosmoconus</i> sp
	<i>Diplazon</i> sp
	Sp9 indét.
	<i>Homotropus</i> sp
	<i>Syrphoctonus</i> sp
	Sp1 indét.
	<i>Enicosprilus</i> sp
	<i>Aclastus</i> sp
Figitidae	Sp indét.
Diapriidae	<i>Psilus</i> sp
	<i>Trichopria</i> sp
	Sp indét.
	<i>Aclista</i> sp
Proctotrupidae	<i>Paracodus</i> sp
	<i>Cryptoserplus</i> sp
Platygastridae	Sp1 indét.
	<i>Inostemma</i> sp
	Sp2 indét.
	Sp3 indét.
	<i>Trissolcuss</i> sp
Scelionidae	<i>Scelios</i> sp
	<i>Calliscelio</i> sp
	Sp1 indét.
	Sp2 indét.
	Sp3 indét.
Megaspilidae	<i>Dendrocerus carpenteri</i> (Curtis, 1829)
	<i>Dendrocerus</i> sp
Ceraphronidae	<i>Aphanogmus</i> sp
	Sp1 indét.
	Sp2 indét.
Mymaromatidae	Sp1 indét.
	Sp2 indét.
Aphelinidae	<i>Aphelinus</i> sp
Chalcididae	Sp indét.
Encyrtidae	<i>Leptomastix dactylopii</i> (Howard, 1885)
Eulophidae	<i>Ceranisus</i> sp
	Sp indét.
	<i>Elasmus</i> sp
Eupelmidae	<i>Eupelmus</i> sp
Pteromalidae	<i>Pteromalus</i> sp
	Sp1 indét.
	Sp2 indét.
	Sp3 indét.

	Tanaostigmatidae	Sp indét.		
	Trichogrammatidae	<i>Trichogramma embryophagum</i> (Hartig, 1838)		
	Eurytomidae	<i>Tetramesa</i> sp Sp1 indét. Sp2 indét.		
	Mymaridae	<i>Mymar</i> sp Sp indét. <i>Anagrus</i> sp		
	Tetracampidae	Sp indét.		
Lepidoptera	Nymphalidae	<i>Danaus chrysippus</i> (Linnaeus, 1758) <i>Vanessa cardui</i> (Linnaeus, 1758) <i>Melan argraines</i> (Hoffmannsegg, 1804)		
		Hesperiidae	<i>Carcharodus tripolinus</i> (Verity, 1925)	
		Pieridae	<i>Pontia daplidice</i> (Linnaeus, 1758) <i>Pieris rapae</i> (Linnaeus, 1758)	
	Noctuidae		<i>Autographa gamma</i> (Linnaeus, 1758) <i>Chrysodeixis chalcites</i> (Esper, 1789) <i>Trichoplusia ni</i> (Hubner, 1803) <i>Helicoverpa armigera</i> (Hubner, 1808) <i>Lacanobia oleracea</i> (Linnaeus, 1758) <i>Agrotis ripae</i> (Hubner, 1823) Sp indét.	
		Pyralidae	Sp indét. <i>Ectomylois ceratoniae</i> (Zeller, 1839)	
			Gelechiidae	<i>Tuta absoluta</i> (Meyrick, 1917)
		Neuroptera	Chrysopidae	<i>Eremochrysa punctinervis</i> (McLachlan, 1869)
		Zoraptera	Zorotypidae	<i>Zorotypus</i> sp
	Total	11	110	422

L'ordre des Hyménoptères prédomine avec 166 espèces réparties dans 39 familles soit 39,33 % des espèces collectées. Les Hémiptères avec 90 se classent en deuxième position avec un taux de 21,32%. Les Coléoptères occupent la troisième place avec 84 espèces et 22 familles. Les Diptères en quatrième rang avec 42 taxons soit 10% et 21 familles, suivies par les Lépidoptères avec 17 espèces, les Orthoptères avec 13 espèces et les Thysanoptères avec 6 espèces. Le reste des ordres Poduromorpha, Psocodea, Neuroptera et Zoraptera ne sont représentés que par une seule espèce et un à quelques individus **Figure 10**.



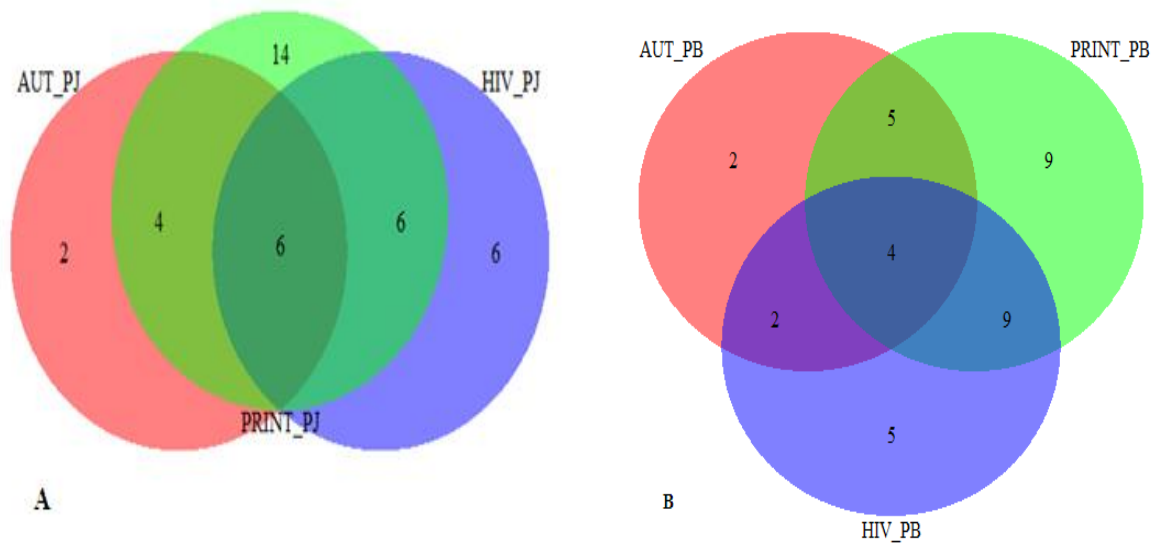


Figure 10. Répartition de l'entomofaune associée au quinoa par ordre taxonomique

Figure 11. Distribution des ordres d'insectes en fonction des types de pièges

(A)PJ : pièges jaunes et (B) PB : pièges barbers

La représentation de la diversité des insectes capturée en fonction des types de pièges et des saisons de prélèvement par les diagrammes de Venn **Figure 11 (A et B)** indique que les deux types de pièges ont capturé durant le printemps la diversité maximale des espèces représenté par le nombre des ordres avec une préférence pour les pièges jaunes. Durant les trois saisons de l'étude, les pièges barbers ont partagé quatre ordres ; Les Hyménoptères, les Hémiptère, les Coléoptères et les Orthoptères. Comme ils ont capturé des espèces de neuf ordres (Les Hyménoptères, les Hémiptère, les Coléoptères, les Thysanoptères, les Orthoptères, les Lépidoptères, les Névroptères, les Diptères et les Zoraptères) au printemps et en commun avec l'hiver. Sept ordres des Hyménoptères, des Hémiptère, des Coléoptères, des Diptères, des Lépidoptères, des Thysanoptères et des Orthoptères sont capturés par les pièges

barbers en automne et en hiver avec deux ordres spécifiques pour l'automne (les Thysanoptères et les Lépidoptères) et cinq autres ordres spécifiques pour l'hiver. Les Diptères et les Lépidoptères sont des ordres communs entre les deux saisons mentionnées précédemment (Automne et hiver) (**Figure 11(B)**).

Les pièges jaune ont capturé les spécimens de six ordres ; Les Hyménoptères, les Hémiptère, les Coléoptères, les Lépidoptères, les Thysanoptères et les Orthoptères. Les mêmes pièges ont partagé les mêmes ordres de l'hiver ; les Hyménoptères, les Hémiptère, les Coléoptères, les Thysanoptères, les Orthoptères et les espèces de sous ordre des Homoptères avec le printemps. Les quatre ordres des Hyménoptères, des Hémiptère, des Coléoptères et des Orthoptères sont collectés par les pièges jaunes durant les trois saisons. Les Lépidoptères et les Zoraptères sont spécifiques pour l'automne **Figure 11(A)**.

Notant que le nombre de 14 des ordres sur **Figure 11(A)** représente les espèces des ordres et des sous ordres détectés durant cette étude.

Durant la campagne 2017-2018, un nombre de plus de **2804** individus ont été collecté par les deux types de pièges, contre **1123** individus pour la deuxième campagne 2018-2019. Quantitativement les Hyménoptères étaient les plus importantes pour la première période **Figure 12 (A)**, suivis par les Thysanoptères, les Hémiptères et les Coléoptères. Le même scénario presque pour la deuxième campagne **Figure 12(B)**.

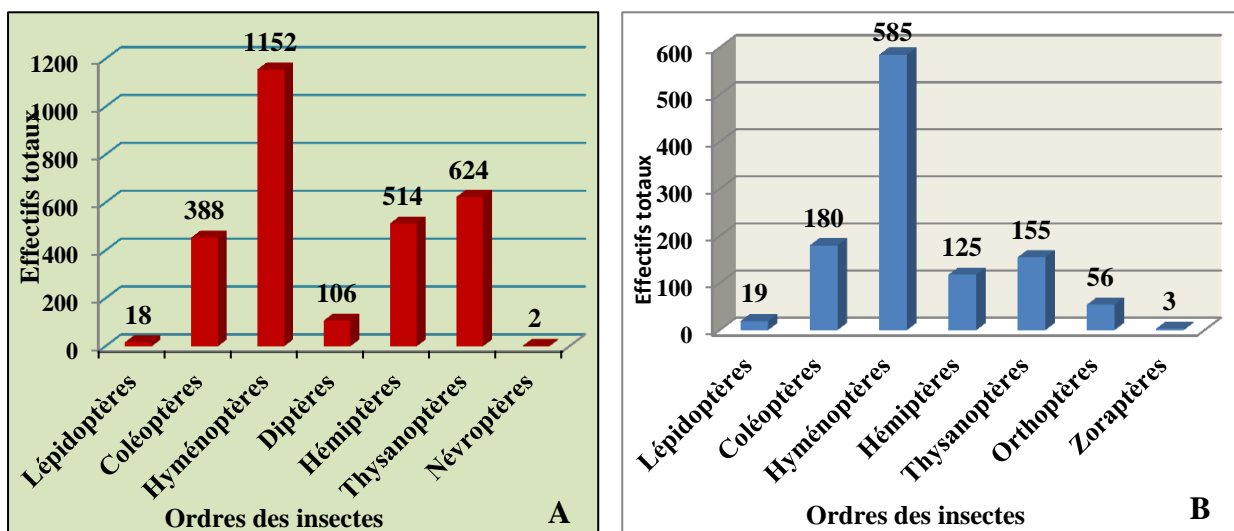


Figure 12. Effectifs totaux des individus /ordres de la campagne (A) 2017-2018 et(B) 2018-2019

Les effectifs les plus importants sont enregistrés au mois de Mars avec **952** individus de la première campagne (2017-2018) (**Figure 13.A**) et **526** individus durant le mois

d'octobre pour la deuxième campagne (**Figure 13.B**). Les résultats obtenus ont permis de constater que les deux périodes ; automnale et printanière sont les plus favorables à l'activité des insectes dans la région d'étude pour les deux campagnes mais la période printanière est la plus privilégiée. Le nombre des ordres trouvés par campagne est presque similaire durant l'étude.

Notant bien que ces effectifs représentent les données réelles d'identification jusqu'au niveau des espèces pour l'ensemble des ordres à l'exception de l'ordre des diptères dont les effectifs concrets sont plus importants que les effectifs identifiés et présentés.

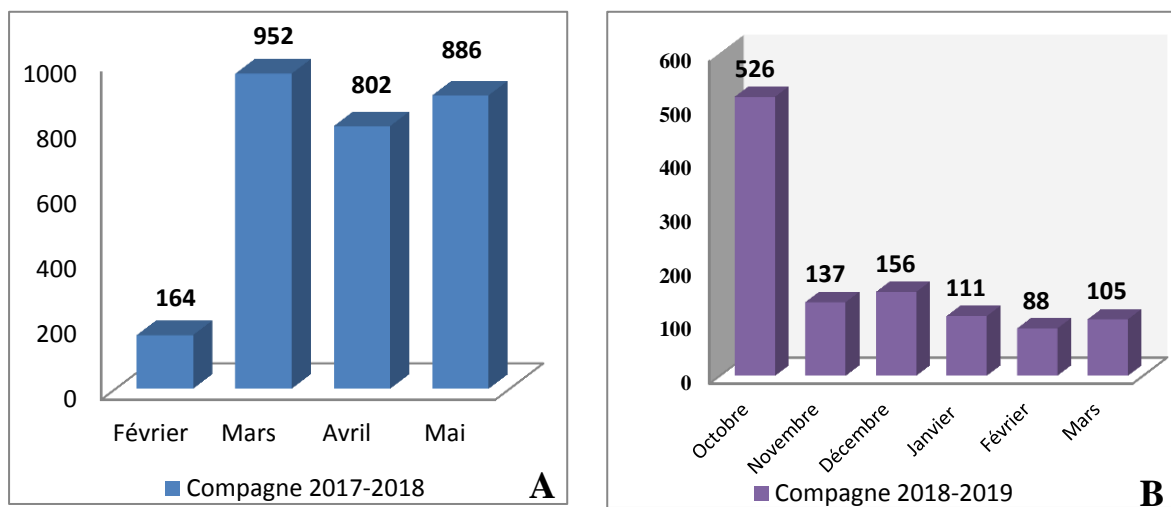


Figure 13. Nombre d'individus récoltés par mois durant les deux campagnes (**A** : 2017-2018, **B** : 2018-2019).

Durant la campagne 2017-2018 sept principaux ordres sont collectés. Le nombre d'individus par ordre diffère et l'activité des espèces appartenant aux ordres des lépidoptères et des névroptères et autres est assez faible. La tendance à la hausse des effectifs des ordres des hyménoptères, des hémiptères et des thysanoptères est remarquable. Alors que pour les coléoptères le mois de mars a enregistré les valeurs les plus importantes, l'activité des diptères est modérée (**Figure 14**).

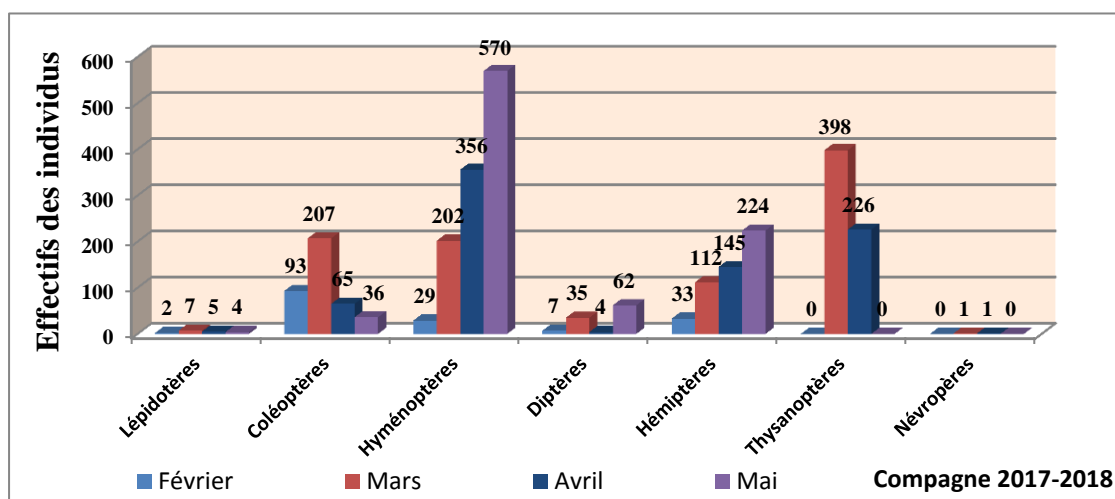


Figure 14. Nombre d'individus récoltés par ordre durant la campagne 2017-2018 par mois

Pour la campagne 2018-2019, le nombre d'individus par ordre est variable et l'activité des espèces appartenant aux ordres des lépidoptères et des Zoraptères est très limitée. Les effectifs des ordres des Hyménoptères, des Coléoptères, des Hémiptère et des Thysanoptères restent les plus notables (**Figure 15**).

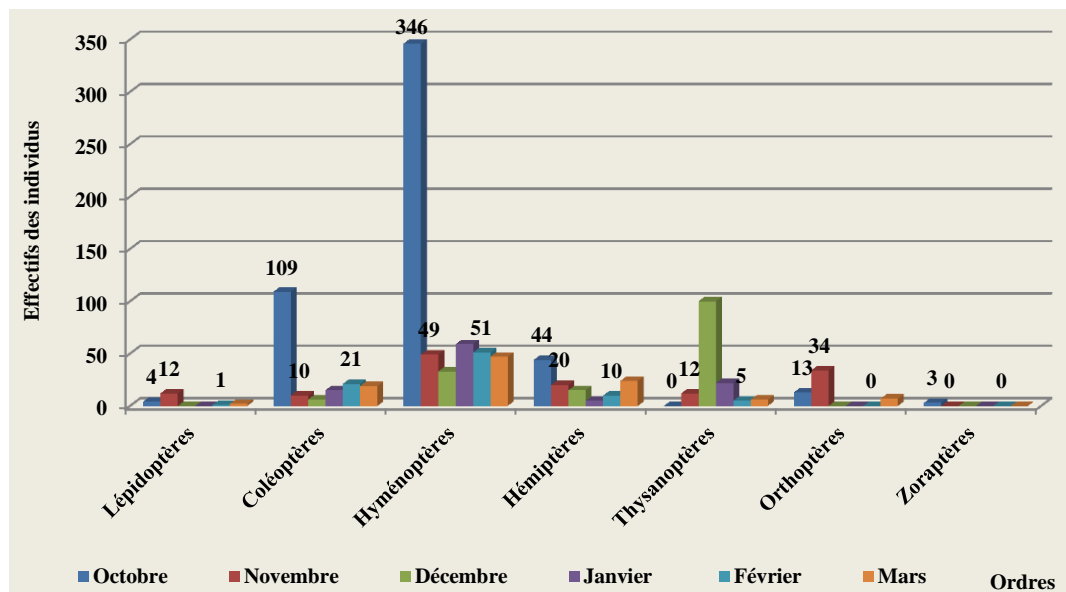


Figure 15. Nombre d'individus récoltés par ordre durant la campagne 2018-2019 par mois

L'évolution spatio-temporelle des effectifs des insectes par ordres est en fonction de l'interaction de plusieurs facteurs. Les individus des espèces des Hyménoptères, des Hémiptères persistent comme les plus importantes dès les premières collectes et l'évolution de leurs populations dans le temps est régulière durant la campagne 2017-2018. Cependant, la population des Thysanoptères a connu un éclatement durant les mois de mars et avril suivi d'une chute brutale. Pour les diptères leurs effectifs faibles oscillent, alors que les populations des coléoptères ont montré une variation gaussienne (**Figure 16**).

Durant la deuxième année de culture les espèces des Hyménoptères persistent toujours comme les plus actives durant l'automne. Les données du mois d'octobre ont enregistré les

valeurs les plus significatives pour les Hyménoptères, les Hémiptère et les Coléoptères (**Figure 17**). Alors que le mois de décembre est caractérisé par des effectifs marquants des espèces de l'ordre des Thysanoptères.

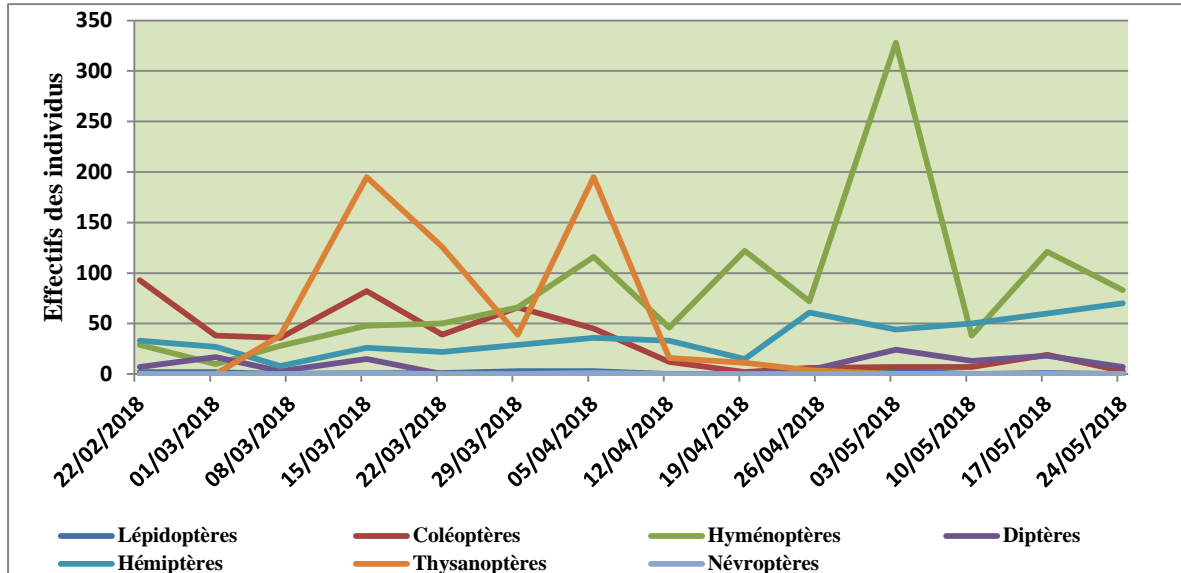


Figure 16. Évolution spatiotemporelle de l'entomofaune récoltée sur le quinoa pour la campagne 2017-2018

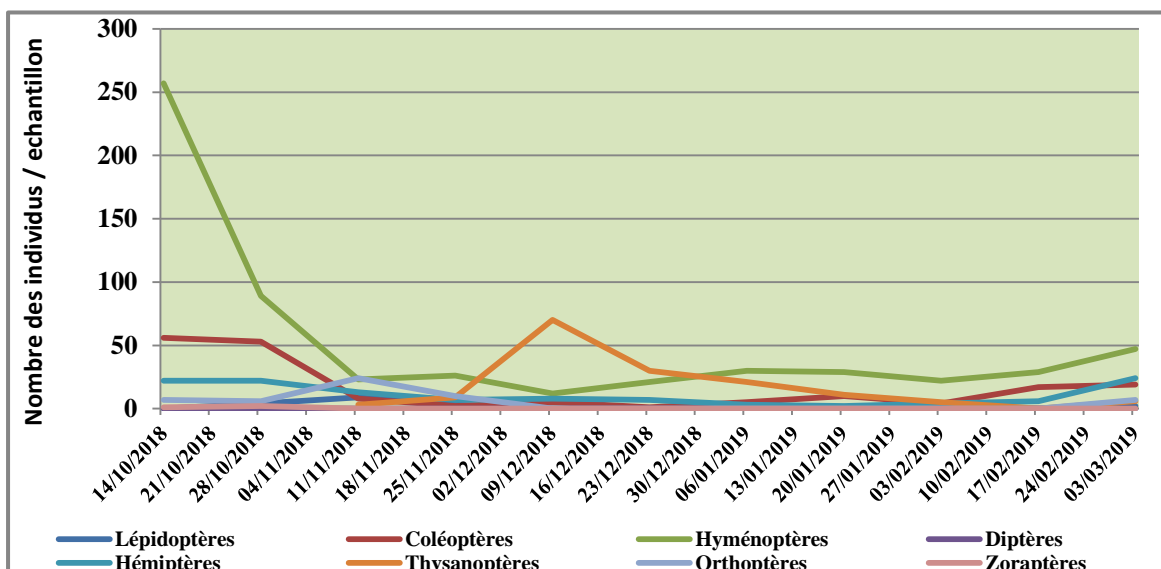


Figure 17. Évolution spatiotemporelle de l'entomofaune récoltée sur le quinoa pour la campagne 2018-2019

1.1.2. Discussion

Cette étude réservée aux insectes associés à la culture du quinoa dans la wilaya de Biskra a fait ressortir une richesse qualitative de 422 espèces d'insectes appartenant à 11 ordres. Les Hyménoptères sont les plus nombreux avec 166 espèces inventoriées appartenant à 39 familles suivi par les Hémiptères avec 90 espèces de la diversité spécifique classant dans 13 familles. En troisième position se trouvent les coléoptères avec 84 espèces et 22 familles. Les Diptères sont représentés avec 42 espèces et 21 familles. Les deux ordres des lépidoptères et des orthoptères sont représentés avec 17 espèces et 6 familles, 13 espèces et 2 familles respectivement. Les autres ordres sont représentés avec un faible nombre d'espèces.

La diversité des insectes varie de manière régulière en fonction des caractéristiques abiotiques de l'environnement ainsi que des facteurs biotiques (**Nentwig et al., 2007**). Alors qu'en transformant le paysage, Les activités humaines imposent un patron d'habitats constitué de différents types de cultures intercalés de résidus d'habitats naturels. Les effets de ces variations sur les communautés d'insectes sont complexes (**Latendresse, 2004**). Selon **Gillon (1990)**, les plantes introduites hébergent bien moins d'insectes que les plantes autochtones et cette espèce végétale transplantée sans son cortège de phytophages peut devenir envahissante (**Gillon, 1990**). Entant que plante exotique, la culture du quinoa est récemment introduite en Algérie dans le cadre d'un programme international de sécurité alimentaire adopté par la FAO. Cette plante non exigeante et résistante aux conditions défavorable de stress hydrique et saline est caractérisée dans la région d'étude par des dégâts négligeable. Une étude similaire sur les insectes associés à la culture de quinoa a été faite par **Deghiche-Diab et al. (2021)**, dans le même site, a trouvé 36 espèces appartenant à 8 ordres d'insectes. L'ordre des Hémiptères est représenté avec 9 espèces et en deuxième rang se place les Diptères avec 8 espèces. Au niveau international, D'après **Valoy et al. (2011)**, une étude sur les insectes associés au quinoa dans l'Argentine a découvert que l'ordre des coléoptères est le plus nombreux avec 9 espèces et 5 familles suivi par les Hyménoptères et les Hémiptères en deuxième position avec 4 espèces et 3 familles, 4 espèces et 4 familles respectivement. En 2015 et toujours en Argentine, les mêmes auteurs ont publié une liste constitué de 07 ordres, 26 familles et 90 espèces dont l'ordre des coléoptères est le plus important avec 31 espèces et 9 familles, ensuite les Lépidoptères avec 28 espèces et 5 familles et en troisième rang les Hémiptères avec 18 espèces et 5 familles. Au Pérou, le travail de **Cruces et al. (2020)** a pu déceler que l'ordre des Diptères est le plus riche en espèces avec 113 et 28 familles puis les Hyménoptères et les Coléoptères avec 77 espèces et 14 familles, 70 espèces et 13 familles respectivement.

Cependant, les résultats de cette étude représentent un recensement de la diversité des insectes d'une partie de la région nord d'El-Outaya qui renferme des agro-systèmes anciens et nouveaux de cultures différentes intégrées dans un environnement aride.

Un aperçu sur les ordres et leurs composantes en espèces permet de déduire que la richesse repérée est formée de trois catégories des ordres. La première comporte quatre ordres les moins riches avec une seule espèce. Ces ordres sont les **Poduromorpha**, les **Psocodea**, les **Zoraptera** et les **Nevroptera**. Les trois premiers renferment des espèces omnivores actives durant l'automne, par contre la seule espèce des **Névroptères**, *Eremochrysa punctinervis* est un prédateur des insectes phytophages active durant les mois de mars et avril, nouvellement notée dans la région.

La deuxième catégorie est composée de trois ordres plus ou moins diversifiés. Ces ordres sont les **Lepidoptera**, les **Orthoptera** et les **Thysanoptera**. Les **Lepidoptera** avec 17 espèces et 6 familles réunissent la diversité la plus grande de cette catégorie, ce sont des espèces de papillons nocturnes, diurnes, spécialistes et polyphages dont les stades larvaires sont des phytophages voraces des plantes. Leur présence est confirmée par les études de **Deghiche-Diab (2016)** et **Bouras(2019)**. Leurs activités schématisées par les **Figures de 14** au **17** sont signalées surtout durant le printemps et au début de l'automne avec des effectifs limités.

Regardant la diversité des **Orthoptères**, cet ordre est représenté par 2 familles et 13 espèces. Selon **Moussi 2012**, les 12 espèces des Acrididae sont présentes dans la région de Biskra, une seule espèce détectée est nouvelle, c'est *Acrotylus insabricus*. Dans les palmeraies modernes et traditionnelles de Biskra, **Achoura & Bel-Hamra (2010)** ont révélé la dominance des orthoptères avec un taux de 18,75 %. Par contre, aucune des études disponibles n'a signalé une activité significative des acrididés sur le quinoa mais **Rasmussen et al. (2003)** ont répertorié des **Orthoptères** de la famille des **Gryllidae**. Leurs activités dans la parcelle d'étude étaient absentes pour la première campagne (2017-2018). En deuxième campagne (2018-2019), les effectifs élevés sont enregistrés en automne.

Pour les **Thysanoptères**, les 6 espèces identifiées sont déjà enregistrées par plusieurs études faites à Biskra depuis 2006 par **Laamari & Hebbel** jusqu'au 2022 par **Halimi et al.**, *Frankliniella occidentalis* reste l'espèce de thrips la plus redoutable pour la culture de quinoa dans notre région selon des nouvelles constatations de **Cruces et al. (2020)**. Les mêmes auteurs, ont observé que cette espèce a changé la position et transformé en ravageur primaire ou principal du quinoa dans les pays d'Amérique de sud. Les résultats obtenus ont témoigné que la présence des populations de **Thysanoptères** est irrégulière durant les deux campagnes

et limité dans le temps. Deux fluctuations brutales pour la première campagne (2017-2018) au mois de mars et d'avril suivi par une chute des effectifs **Figures 16 et 17**. Une image similaire est observée en deuxième campagne (2018-2019), une seule fluctuation brutale vers la fin de l'automne et début d'hivers au mois de puis une régression. La relation étroite entre les deux espèces dominantes quantitativement *Haplothrips* sp et *Frankliniella occidentalis* et la plante hôte principale (quinoa) peut justifier ces tendances des populations.

La troisième catégorie, regroupe les 4 ordres les plus riches en espèces, à leur tête se place l'ordre des **Hyménoptères** avec 166 espèces. Sa dominance dans les régions arides est notée par les études de **Chennouf et al.** en **2011**, **Chouihet** en **2013** et **Larkem et al.** en **2017**. Cette richesse spécifique réunit des taxons de 39 familles avec des régimes alimentaires variables. La majorité des espèces sont des parasitoïdes des insectes et des arthropodes. Les **Aphidiidae** et les **Chalcidae** sont les seules familles des Hyménoptères parasitoïdes qui ont bénéficiées des études par **Tahar-chaouche (2011, 2015 ,2018)**, **Halimi (2011)**, **Hemidi (2012, 2020)** et **Djouama et al. (2018)**. Les restes des spécimens représentent un atout d'information connue par le travail de **Seghir et al. (2022)**. Toutefois, les Hyménoptères pollinisateurs sont les plus inventoriés et étudiés dans la région de Biskra et l'étude de **Djouama (2018)** est la plus importante. Une richesse restreinte des Hyménoptères phytophages est trouvée, représentée par les espèces des familles des Cynipidés, des Megalodontidae et des Tenthredinidae. Une part importante des Hyménoptères prédateurs est représentée par les espèces de la famille des Crabronidae.

Quantitativement, les espèces des Formicidae sont les plus abondantes avec 68% et 1175 individus suivis par les Braconidae avec 08% et 124 individus. La présence des Hyménoptères est régulière avec deux pics caractéristiques de chaque campagne (**Figures 16 et 17**). Elle semble dépendante surtout des stades de croissance de quinoa.

Les Hémiptères en deuxième rang, regroupent les espèces de pucerons, des psylles, des cicadelles et des punaises. Cet ordre est dominé par les espèces phytophages d'intérêts agricoles. Quatre espèces de pucerons représentent une menace prévue pour la culture du quinoa mais le puceron *Macrosiphum euphorbiae* est le plus épouvantable. Un inventaire important **72** espèces des aphides de la région de Biskra est réalisé par un plusieurs travaux de **Laamari(2004)**, **Laamari & Hebbel (2006)**, **Bengouga & Ben Abba (2007)**, **Laamari et al. (2010)**, **Gagui (2012)**, **Bakroune (2012,2020)**.

Des punaises prédatrices des acariens, des thrips, des psylles et des pucerons sont identifiées appartenant aux familles des Anthocorinae, des Miridae et des Geocoridae. Cet

ordre mérite des études spécifiques car dans certain palmeraies aux Zibans, il est trouvé le plus dominant avec un taux de 50,62% (**Deghich-Diab *et al.*, 2015**).

Le développement des populations des Hémiptères est uniforme durant les deux compagnes mais leurs effectifs sont inférieurs à ceux des Hyménoptères (**Figures 16 et 17**). Une absence des pics remarquables est observée. Il se peut que leurs activités soient liées plus aux plantes aux alentours qu'à la culture principale.

Pour l'ordre des **Coléoptères** avec 84 taxons et 22 familles, les espèces phytophages sont majoritaires mais celles prédatrices appartiennent aux familles des Coccinellidae, des Carabidae et des Staphylinidae. Un inventaire des insectes de **Selmane en 2015**, dans trois palmeraies de type moderne à Ouargla a trouvé que l'ordre des Coléoptères a dominé avec un taux de 38,54%, alors que **Brahmi *et al.* en 2008** ont révélé la dominance des Coléoptères avec un taux de 52% à Oued-Souf. À Biskra, il se positionne généralement en second rang (**Deghich-Diab *et al.*, 2015**). Une croissance uniforme dans le temps des populations des Coléoptères est admise à partir des résultats. La diversité quantitative et qualitative la plus importante est enregistrée en deuxième compagne (2018-2019) (**Figures 16 et 17**).

Les **Diptères** avec 42 espèces se placent en quatrième rang. Cet ordre est formé des espèces de régimes alimentaires très variés, la portion des insectes phytophages est restreinte. Alors que la portion des prédateurs et des parasitoïdes est plus importante, constituée des familles des Tachinidae, Sacrophagidae, Asilidae, Syrphidae et des Phoridae. Les tendances des populations des Diptères sont variables mais un obstacle majeur à influencer les données de cet ordre qui est le nombre limité des effectifs et des espèces identifiées.

Durant notre étude, les deux types de pièges ont pu captés une diversité des insectes importante de point de vue quantitative et qualitative. Mais les pièges jaunes sont les plus efficaces et selon les ordres. **Remini en 2007** a noté que le nombre d'espèces capturées par cette méthode est relativement élevé et les individus piégés sont noyés et ne peuvent pas ressortir des pots-pièges en aucune manière.

Durant les deux compagnes d'essaye, la variation quantitative des individus des différents ordres exprime l'importance de la croissance des populations des insectes en fonction des mois des saisons printanières et automnales. Les pics les plus élevés des principaux ordres, des Hyménoptères, des Hémiptères, Diptères et des Thysanoptères sont observés durant les mois de février, mars, avril et mai pour la compagne 2017-2018 et le mois d'octobre surtout pour la compagne 2018-2019. Les interactions entre les conditions microclimatiques différentes et la croissance des plantes seraient certainement à la base des fluctuations des effectifs des ordres des insectes (**Milau *et al.*, 2016**).

1.2. Evolution spatiotemporelle l'entomofaune recensée en fonction des températures minimales

Au cours de notre expérimentation, un suivi de l'évolution spatiotemporelle de la population globale de l'entomofaune répertoriée dans la parcelle du quinoa est effectué. Les résultats obtenus montrent que la présence des insectes est permanente dans la culture durant les deux campagnes 2017-2018 et 2018-2019.

1.2.1. Résultats

L'analyse de la courbe de la **Figure 18** montre que lors du premier relevé du 22 février 2018 ,164 individus représentant (05.80%) ont été dénombrés suivi d'une chute des populations au cours de la deuxième semaine de prélèvement. Un premier pic de 368(13,03%) individus de la période printanière est enregistré vers le 15 mars. Deux autres principaux pics ont été notés au cours de cette période, le premier est noté vers le 05 avril avec 396(14,02%) individus et le second, le 3 mai avec 406 individus soit 14, 37 %. L'impact des températures minimales moyennes autour de 8C° sur l'évolution quantitative de la population des insectes est considérablement remarquable, elle a provoqué une chute importante des individus au début et vers la fin du mois de mars **Figure 18**. Par contre des températures minimales entre 13C° et 14 C° apparaissent les plus optimales et favorables à l'activité des insectes avec une nette oscillation des effectifs. Alors que les effectifs des individus d'insectes enregistrés à des températures minimales supérieures à 18 C° peuvent être justifiés par des chutes de pluies abondantes (49mm) durant au cours de la période d'étude du 16/5 au 22/5.

Les prélèvements de la deuxième campagne qui coïncident avec la période automnale se caractérisent par des effectifs moins intéressants par rapport à la période printanière de la première année. Le nombre des individus du premier échantillon était maximal à des températures minimales moyennes de 19,49C°mais une diminution de ces températures vers la fin de l'automne et le début de l'hiver provoque une baisse régressive des individus (**Figure 19**). Les températures qui varient entre 6C° et 8C° sont marquées par les valeurs les plus bas des individus capturés. Selon les résultats obtenus le mois de janvier est le plus défavorable à l'activité des insectes.

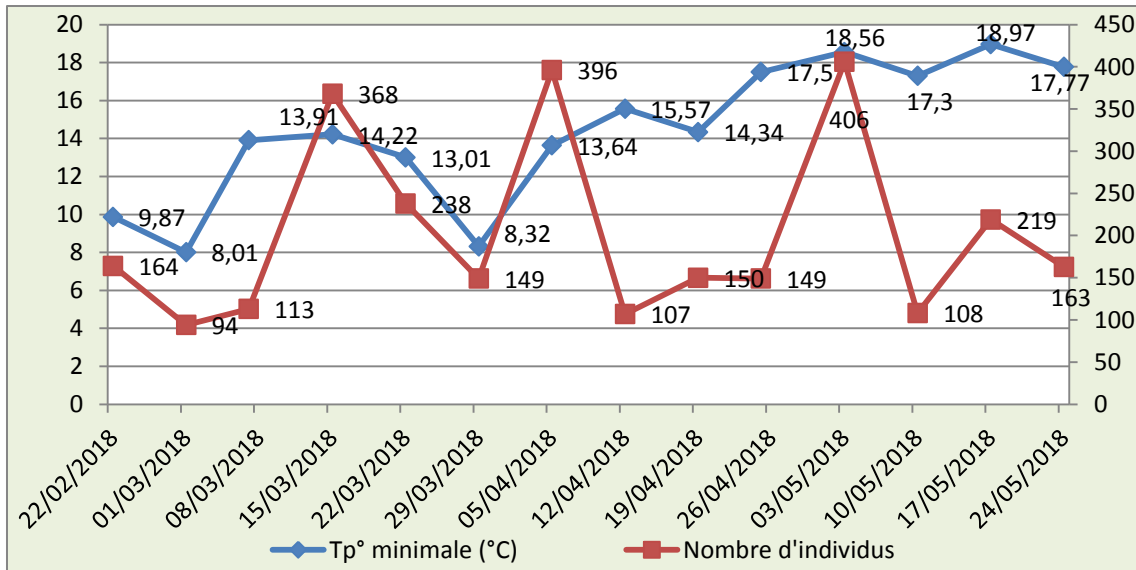


Figure 18. Évolution spatiotemporelle de l'entomofaune recensée en fonction des températures minimales de la campagne (2017-2018)

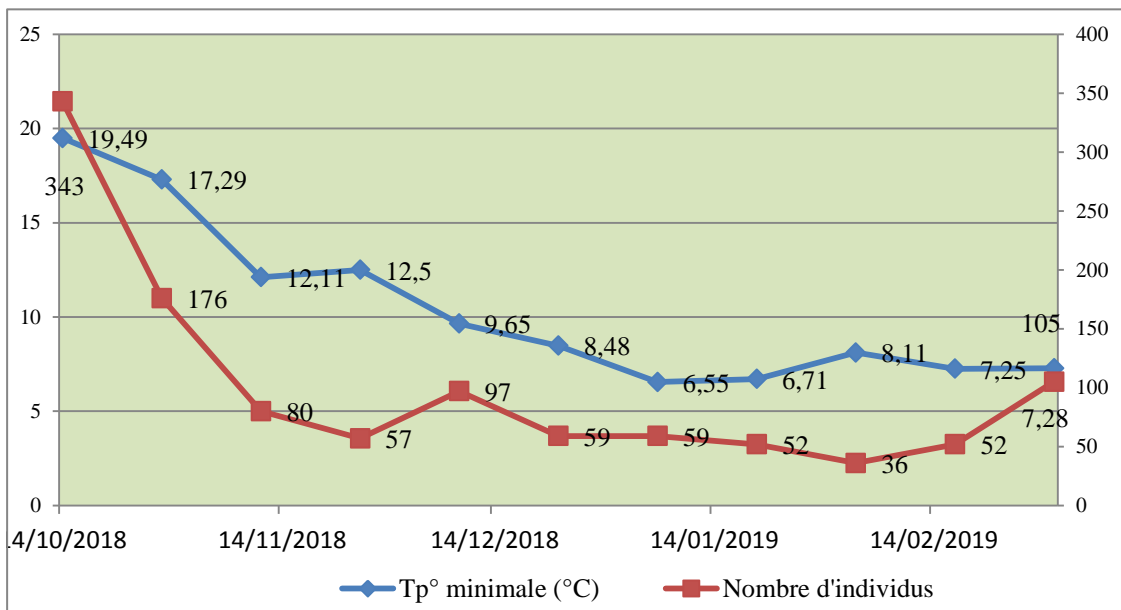


Figure 19. Évolution spatiotemporelle de l'entomofaune recensée en fonction des températures minimales de la campagne (2018-2019)

1.2.2. Discussion

Le climat joue un rôle essentiel dans la répartition et le développement de la flore et de la faune (Dajoz, 1982). Il détermine également les interactions entre les plantes, les insectes ravageurs et leurs ennemis naturels et influe leur biodiversité (Villenave, 2006). Les insectes

sont les organismes terrestres les plus abondants et diversifiés. Ce sont des animaux poïkilothermes sensibles et incapables de maintenir leur métabolisme en réponse aux variations de la température ambiante (**Regnier, 2023**). Les variations spatio-temporelles de la température environnementale ont été mises en lien avec la croissance, la survie, la reproduction, la taille, la densité de population, la diversité d'espèces au sein des communautés, la communication, le comportement, ou encore la locomotion (**Regnier, 2023**). L'interaction entre la température et la photopériode pour l'induction et la terminaison de la diapause est très important et influencerait la dynamique des populations (**Regnier, 2023**).

Les résultats obtenus des deux campagnes sont distinctes. Le début des relevées de la première coïncident avec la période hivernale, la variation des effectifs des populations est en relation étroite avec les températures minimales enregistrées dans le site d'étude **Figure 18**. Les effectifs les plus élevés de la saison printanière sont la conséquence d'un hiver plus chaud qui aboutit à une augmentation de la population hivernale et donc à une plus grande abondance d'insectes sur les plantes lorsque les températures se réchauffent au printemps (**Skendžić et al., 2021**). Cependant, certains auteurs affirment que selon le climat de l'habitat, les fluctuations thermiques quotidiennes et saisonnières peuvent franchir ponctuellement les minimums et maximums thermiques critiques d'une espèce (**Gibbs et al., 2003 ; Turnock & Fields, 2005**).

Par contre, Les prélèvements de la deuxième campagne qui synchronisent avec la période automnale suivi par l'hivernale, débutent par un pic maximal au mois d'octobre puis une baisse presque contenue de la population jusqu'à la fin de la culture **Figure 18**. Il est possible qu'une désynchronisation entre la phénologie des insectes et la plantes hôte (**Skendžić et al., 2021**) . La diapause déclenchée est une condition essentielle à la survie de nombreuses espèces insectes pendant l'hiver (**Bale & Hayward, 2010**). Le rôle de la réponse saisonnière au photopériodisme est d'arrêter le développement et la reproduction et de préparer le métabolisme à la dormance hivernale, même si les conditions environnementales sont encore favorables (**Skendžić et al., 2021**).

1.3. Variabilité de l'entomofaune recensée en fonction des stades phénologiques

1.3.1. Résultats

L'analyse de la diversité des insectes en fonction des stades phénologiques représenté par les diagrammes de Veen **Figure 20(A et B)** montre que durant la première année d'étude, cinq ordres des sept(Les Hyménoptères, les Hémiptère, les Coléoptères, les Thysanoptères et

les Diptères) détectés sont communs entre tous les stades phénologiques de la plantes à travers l'activité de leurs espèces. Tandis que le stade de la floraison a partagé l'ordre des Névroptères avec le stade pâteux et l'ordre des lépidoptères avec le même stade précédant et le stade panicule. Les stades phénologiques du quinoa de la seconde compagne (2018-2019) ont partagé quatre ordres ; Les Hyménoptères, les Hémiptère, les Coléoptères et les Thysanoptères. Cependant, l'ordre des lépidoptères est détecté communément durant les stades début panicule, stade pâteux et maturation.

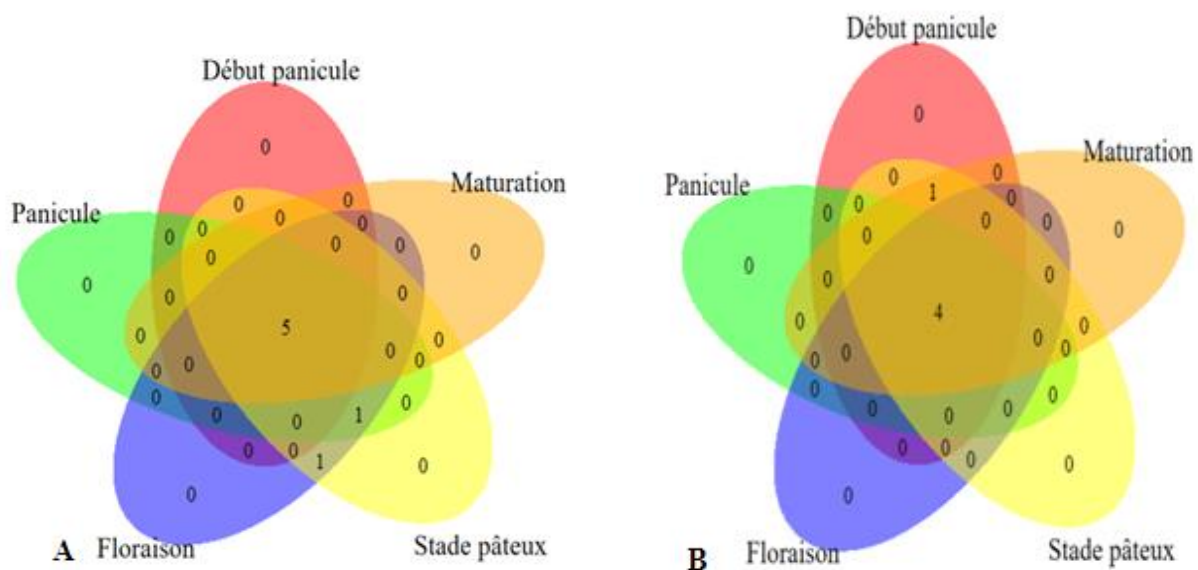


Figure 20. Distribution des principaux ordres d'insectes en fonction des stades phénologiques de la culture de quinoa ; (A) compagne 2017-2018 et (B) 2018-2019

1.3.2. Discussion

La synchronisation de l'activité des ravageurs par rapport à la croissance de la culture détermine la sévérité des dégâts causés par les ravageurs (**Porter et al., 1991**). Ces ravageurs peuvent être présents en grand nombre dans une culture sans causer de pertes importantes s'ils ne sont pas en abondance pendant les stades vulnérables de la croissance de la culture (**Porter et al., 1991**). En Egypte, une enquête faite sur les ravageurs du quinoa au cours des stades de croissance de la culture, a pu décelée des attaques des espèces appartenant aux ordres des Hémiptères, Lépidoptères, des Diptères et Coléoptères (**Abd El Moity et al., 2015**). Comparativement à nos résultats, soit au niveau des ordres ou des espèces, une certaine similarité est concrète et les risques des attaques peuvent être plus considérables chez nous en

présence des Thysanoptères. De plus, les résultats de **Abd El Moity *et al.* (2015)** ont montré une certaine spécificité de la distribution des ordres par stade phénologique. L'activité des Hémiptères est notée au stade de floraison mais celles des coléoptères et des lépidoptères sont signalées respectivement aux stades de semis, début de panicule et panicule. Dans notre travail, on a trouvé que le stade de la floraison, stade de panicule et le stade pâteux sont spécifiés par les espèces de deux ordres des névroptères et des lépidoptères.

Donc à l'échelle de la plante, les infestations multi-espèces observées sur le terrain sont plus communes et la compétition intra et interspécifique entre les individus élevés sur le même milieu est montré (**Sokame *et al.*, 2021**). Alors que, le quinoa est doté d'une défense chimique sous la forme de saponines qui lui confèrent une résistance contre les ravageurs. La teneur en saponines diffère selon les stades phénologiques de la plante, faible teneur au stade de ramification et élevée au stade de floraison mais les attaques des insectes ravageurs peuvent atteindre de 8 à 40% (**Bhargava, 2006**).

Nos résultats vont dans ce sens et montrent qu'une analyse profonde des risques phytosanitaires est avérée nécessaire afin de choisir les meilleurs moyens de la protection de cette culture introduite.

1.4. Analyse de la diversité des insectes par les indices écologiques de composition

La richesse totale ou richesse spécifique (**S**) des espèces échantillonnées dans le site d'étude durant la période d'étude est de **422** espèces. D'une part, cette valeur regroupe les espèces identifiées jusqu'au niveau des espèces et les spécimens non- déterminés. D'autre part, cette valeur est la même de la diversité α car les résultats sont ceux du même habitat qui est la parcelle de la culture de quinoa.

1.4.1. Abondance relative (AR. %)

1.4.1.1. Résultats

L'abondance relative des espèces d'insectes recensés d'une station donnée est l'une des mesures de la biodiversité. Les valeurs de l'abondance relative sont calculées en fonction des différentes familles par ordres. Ce sont illustrés respectivement par les **Figures 21, 22, 23, 24, 25, 26, 27 et 28**.

Selon les résultats présentés dans le **Figure 21**, on note que l'ordre des Hyménoptères qui compte 39 familles identifiées, ni représenté que par l'abondance de 9 familles les plus dominantes quantitativement, les individus des espèces de la famille des Formicidae représentent un taux de 68% suivi par ceux des familles des Braconidae avec 08% , des Crabronidae avec 05% et des Ichneumonidae avec 03%.

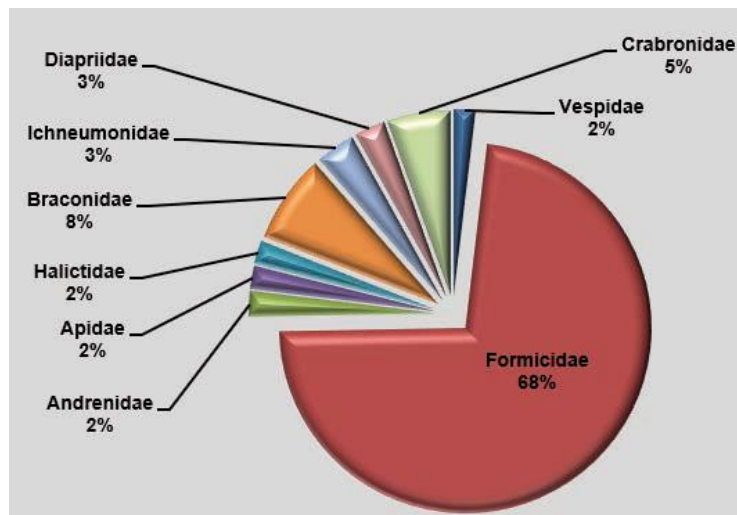


Figure 21. Abondance relative des familles de l'ordre des Hyménoptères

Chez les Coléoptères, l'abondance relative de 17 familles sur 22 est exposée sur le **Figure 22** et les familles des Coccinellidae avec 37%, des Dermestidae avec 22% et des Carabidae avec 06% sont les plus abondantes, par rapport aux restes des 14 familles.

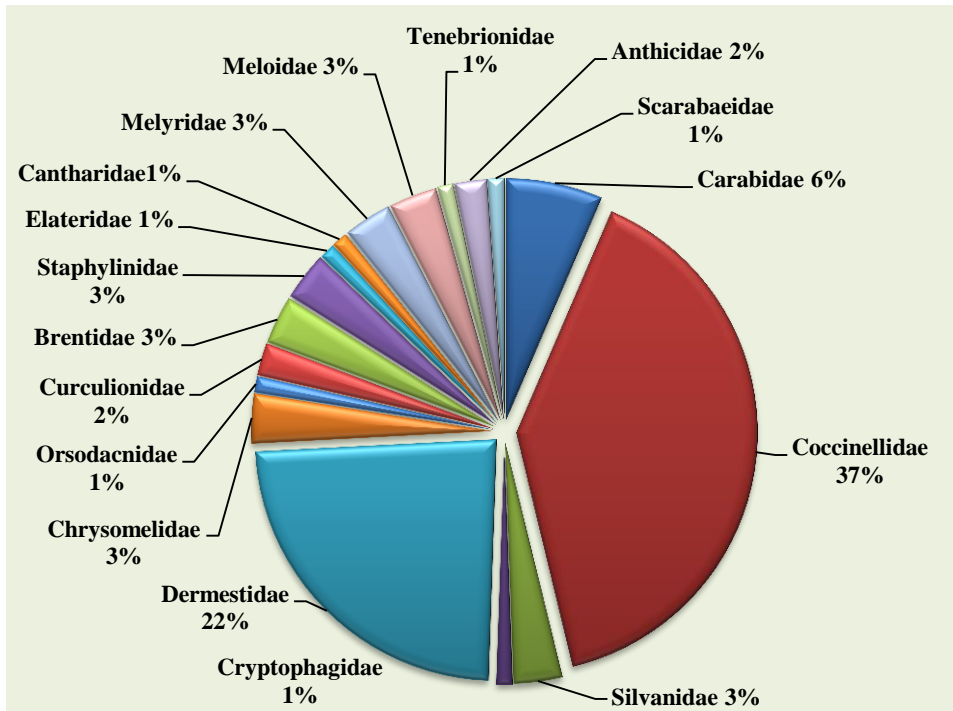


Figure 22. Abondance relative des familles de l'ordre des Coléoptères

Pour les Lépidoptères, l'abondance des cinq familles sur le **Figure 23** révèle une nette dominance des Noctuidae avec 69% suivie par les Nymphalidae avec 14% puis les Pieridae avec 11%.

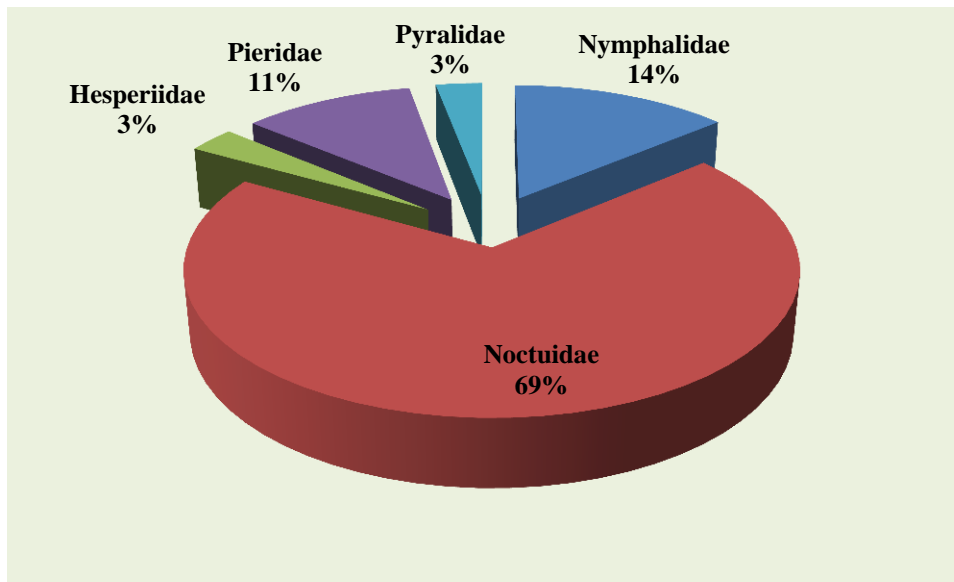


Figure 23. Abondance relative des familles de l'ordre des Lépidoptères

La représentation des Thysanoptères sur le **Figure 24** englobe les trois familles identifiées, les Phlaeothripidae sont majoritaire. Les deux autres familles, les *Aeolothripidae* et les Thripidae sont presque similaires.

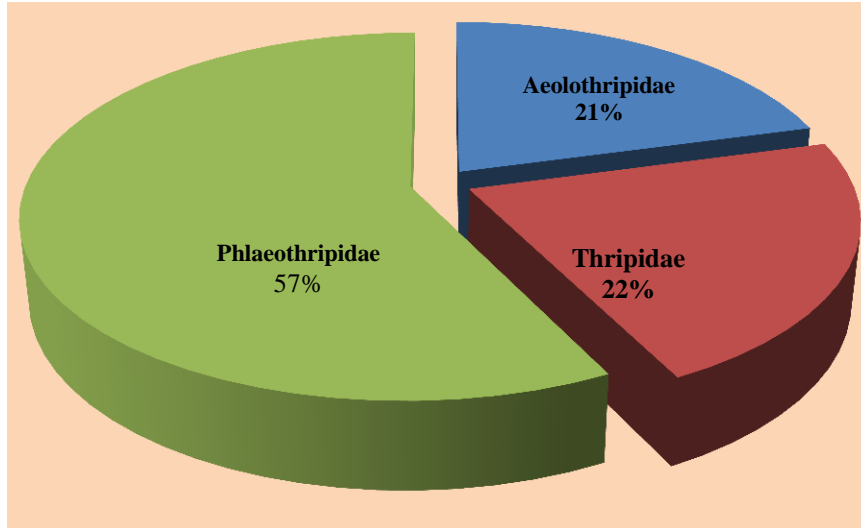


Figure 24. Abondance relative des familles de l'ordre des Thysanoptères

L'illustration des 22 familles des Diptères sur le **Figure 25** exprime une nette dominance de trois familles ; les Syrphidae avec 18%, les Muscidae avec 15% et Agromyzidae avec 14%. Les taux des restes de familles varient entre 1% à 9%.

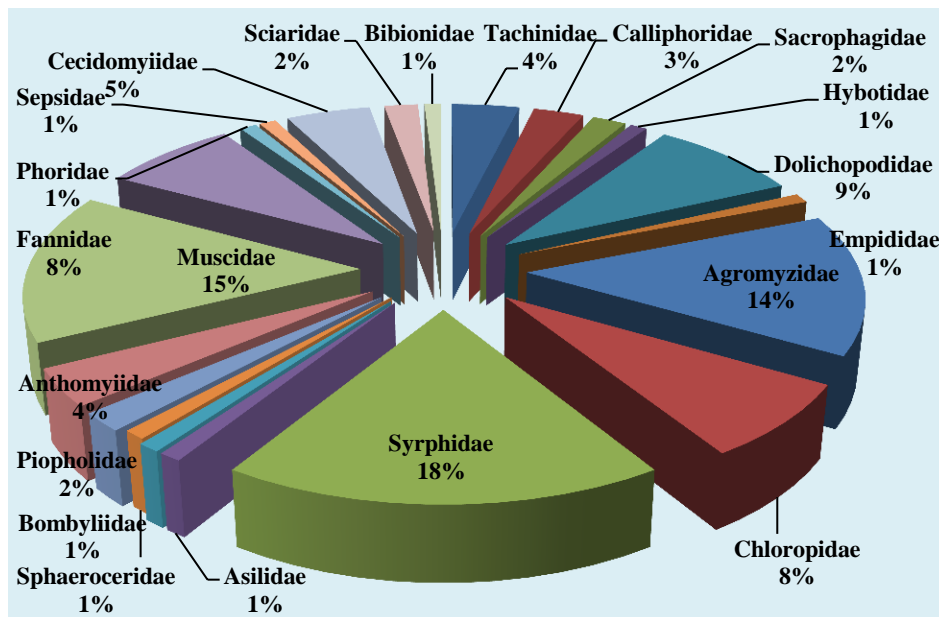


Figure 25. Abondance relative des familles de l'ordre des Diptères

Chez les orthoptères, la dominance quantitative des Acrididae est la plus importante avec 91% **Figure 26.**

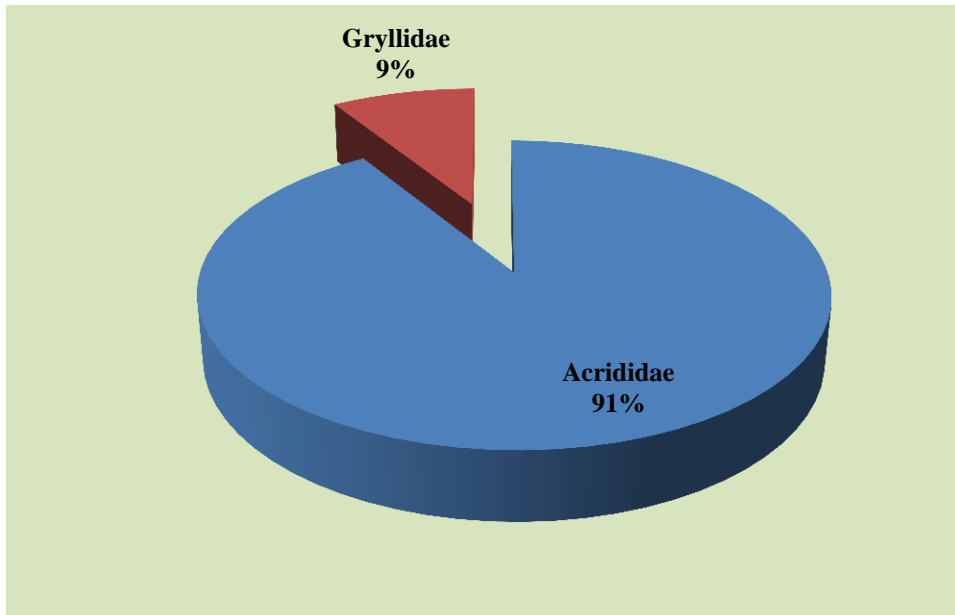


Figure 26. Abondance relative des familles de l'ordre des Orthoptères

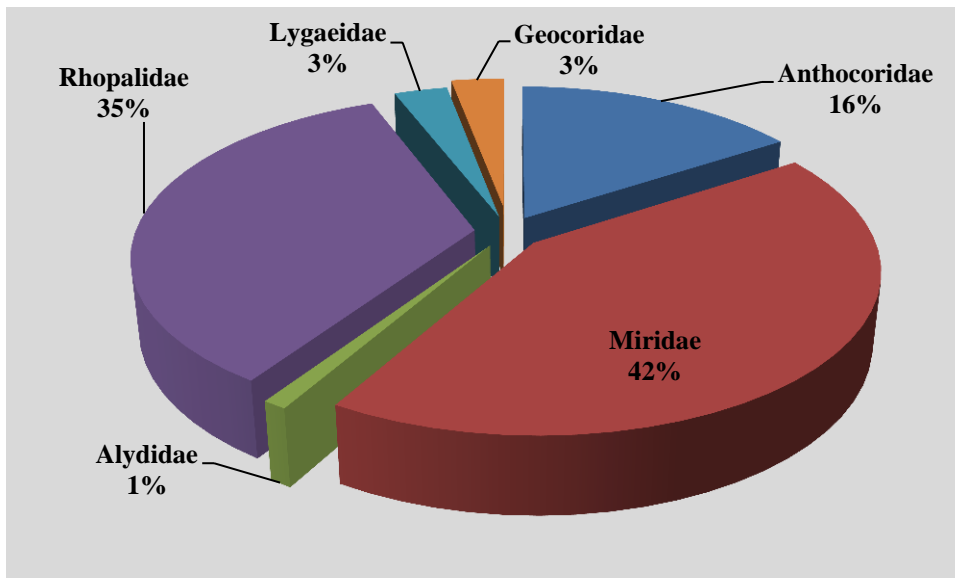


Figure 27. Abondance relative des familles de Sous ordre des Hétéroptères

Dans le cas des Hémiptères, des illustrations détaillées des sous-ordres sont données par les figures 27 et 28. Le Sous ordre des Hétéroptères sur le figure 27 est représenté par six familles dont les Miridae (42%), les Rhopalidae(35%) et les Anthocoridae (16%) sont les plus fréquentes. Alors que, le Sous-ordre des Auchenorrhynques représenté par les cicadelles et les psylles par le figure 28 décrit clairement la dominance de la famille des Cicadellidae avec 87 % et un faible taux des psylles avec 02%.

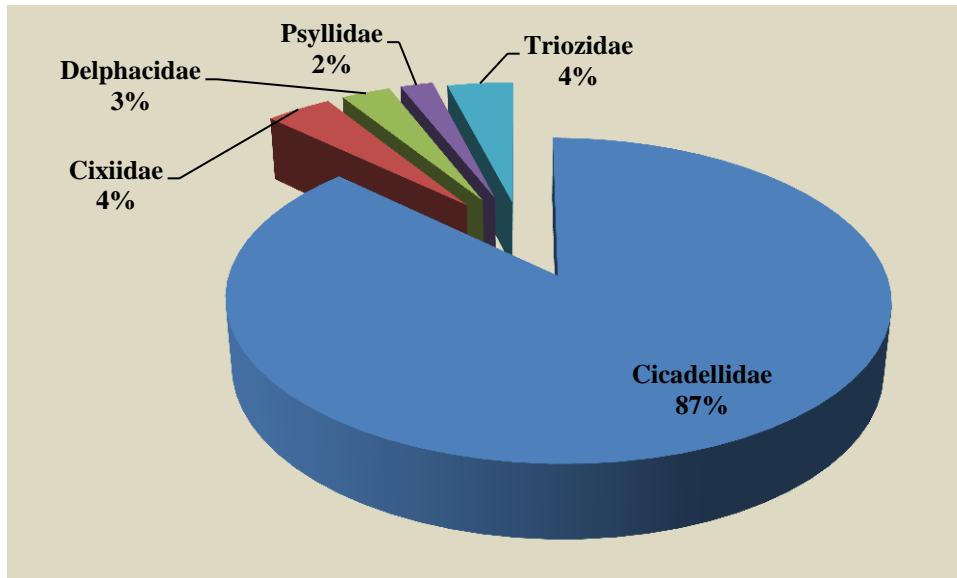


Figure 28. Abondance relative des familles de Sous ordre des Auchenorrhynques

Notant que l'absence des données de fréquence des aphides ou pucerons représentants de Sous ordre des Sternorrhynques est due à la dégradation des échantillons durant le déplacement pour l'identification.

1.4.1.2. Discussion

Avec une abondance de 68% d'effectif total, l'ordre des Hyménoptères est le plus diversifié, il compte 166 espèces et 39 familles et la famille des Formicidés est la plus dominante. La composition et l'abondance relative des Formicidés sont influencées par les conditions microclimatiques, édaphique et l'effet de la végétation (**Theunis, 2008**). Les deux espèces *Messor barbarus* et *Cataglyphis bicolor* partagent la part la plus importante des Formicidés avec une somme de 63% et *Messor barbarus* est la plus fréquente avec 40%. Les captures des pots de barber des Formicidés sont les plus importantes durant les trois saisons mais les effectifs printanières sont les meilleurs. Pour les assiettes jaunes, les effectifs du printemps sont les plus élevés. Selon les résultats, l'activité des fourmis est intense au

printemps et en automne mais elle est faible à très faible en hiver. Des auteurs ont suggéré que la dominance des espèces du genre *Messor* durant l'automne dans plusieurs biotopes est expliquée par le phénomène de l'essaimage et/ou facteur trophique. Par contre l'espèce *Cataglyphis bicolor* active au printemps est un prédateur entomophage. Les autres familles des Hyménoptères regroupent une richesse variée des prédateurs comme les Vespidae et Crabronidae. Six familles des abeilles pollinisatrices et les familles des Braconidae et des Ichneumonidae sont composées des insectes parasitoïdes. La comparaison des données précédentes avec celles de **Deghiche-Diab (2021)** dévoile des différences très larges entre les deux études effectuées sur la même parcelle et l'abondance des Hyménoptères n'a pas dépassé 6,43%.

Les Coléoptères dans cette étude sont représentés par 84 espèces, 22 familles et une abondance totale de 20%. Les Coccinellidae sont majoritaires avec 37% suivi par les Dermestidae avec 22%. Les coccinelles sont capturées par les deux types de pièges durant les trois saisons mais les assiettes jaunes ont piégé les effectifs les plus élevées durant l'automne. Tandis que les Dermestides sont capturées par les deux pièges surtout durant le printemps et l'hiver. Une faible abondance des Coléoptères est notée par **Deghiche-Diab (2021)**.

Pour les lépidoptères, les Noctuidae sont les plus fréquentes avec 69% suivie par les Nymphalidae (14%) puis les Pieridae (11%). Trois espèces des Noctuidés répartissent la part la plus importante *Autographa gamma* avec 22%, *Lacanobia oleracea* 22% et *Helicoverpa armigera* 14%.

L'abondance totale des Thysanoptères est de 1,42%. Ce sont dominés par les Phlaeothripidae avec une seule espèce *Haplothrips* sp 58% de fréquence suivie par l'espèce *Melanthrips* sp avec 18% des *Aeolothripidae* et *Frankliniella occidentalis* avec 16%. La richesse des thrips en relation à la culture de quinoa est considérable par rapport à l'unique travail de **Deghiche-Diab (2021)**.

L'une des principaux ordres est l'ordre des Diptères, il est représenté par 42 espèces et 21 familles et une abondance totale de 10%. La famille des syrphidés est la plus fréquente qualitativement et quantitativement avec 18%. Les mouches mineuses des Agromyzidae occupent le second rang avec 14%. Cette fréquence est inférieure à celle trouvée par **Deghiche-Diab et al. (2021)** qui est de 35,55%.

L'ordre des Hémiptères qui se classent qualitativement en deuxième position avec 90 espèces et 18 familles et une abondance de 21,32%, les espèces de sous ordre des Auchenorrhynques est dominé par les Cicadellidae, cette famille rassemble des espèces phytophages très néfastes. Le sous ordre des Hétéroptères ou des punaises est dominé par deux familles, les miridae et les Anthocoridae sont majoritaires avec respectivement 19% et 15%. **Deghiche-Diab et al. (2021)**, ont trouvé que la fréquence des espèces des Hémiptères est la plus élevée avec 56,68.

1.4.2. Fréquence d'occurrence et constance

1.4.2.1. Résultats

Les fréquences d'occurrence des espèces d'insectes associées à la culture du quinoa capturées durant la période d'étude sont calculées. Les fréquences d'occurrence et les constances des espèces d'insectes sont représentées en histogrammes pour chaque ordre dans les figures 29, 30, 31, 32,33 ,34 et 35. En fonction de la valeur **C** et selon **Bigot & Bodot (1972 et 1973)**, quatre catégories de classes sont distingués:

- Des espèces constantes Si $F \geq 50 \%$
- Des espèces accessoires Si $25 \% \leq F \leq 49 \%$.
- Des espèces accidentelles Si $10 \% \leq F \leq 24 \%$.
- Des espèces très accidentelles qualifiées de sporadiques si la constance $F < 10 \%$.

Les espèces des Hyménoptères recensées appartiennent en fait à 3 classes. Les espèces accidentelles sont majoritaires avec 141, 14 espèces accessoires et 11 espèces constantes (**Figure 29**).

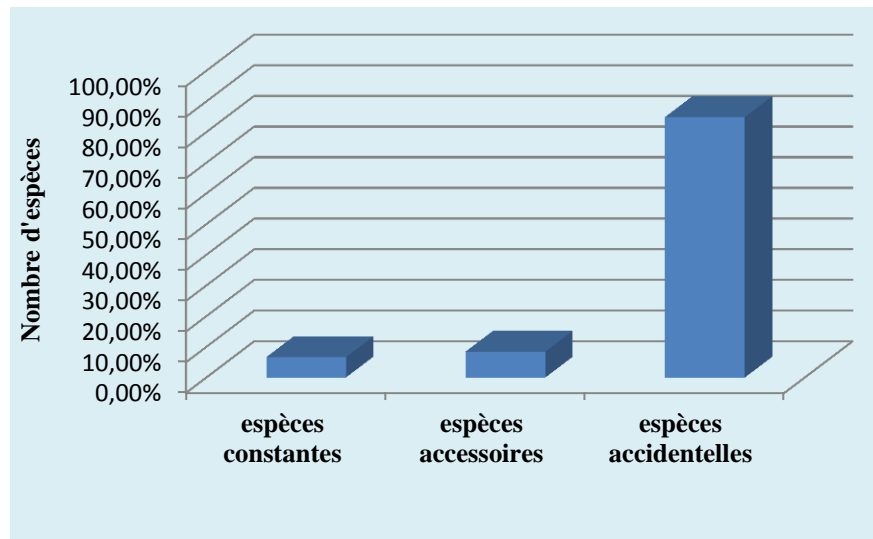


Figure 29. Les classes de constance des espèces de l'ordre des Hyménoptères

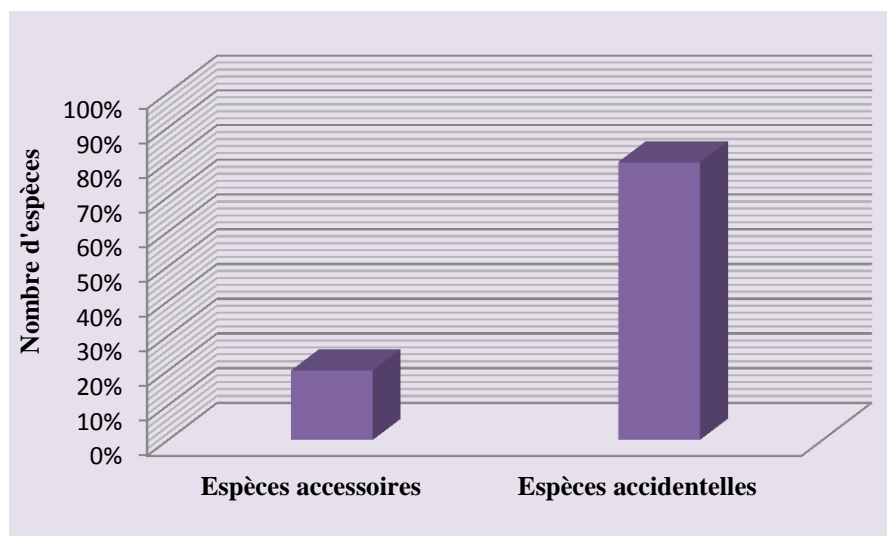


Figure 30. Les classes de constance des espèces de l'ordre des Lépidoptères

Deux classes de constance des espèces de lépidoptères capturées et déterminées en relation avec les fréquences d'occurrence (**Figure 30**). Dix espèces accidentelles et sept espèces accessoires

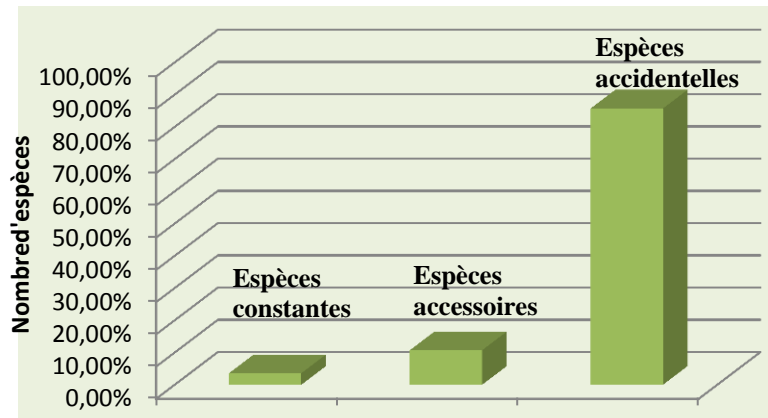


Figure 31. Les classes de constance des espèces de l'ordre des Coléoptères

Chez les Coléoptères, le calcul des fréquences d'occurrence et des constances des espèces trouvées a permis de déduire la présence de trois classes (**Figure 31**). Trois espèces constantes, neuf espèces accessoires et 72 espèces accidentelles.

Les espèces des Thysanoptères piégées appartiennent à deux classes (**Figure 32**). Classe des espèces constantes regroupent quatre espèces sur six et classe des espèces accessoires compte deux espèces.

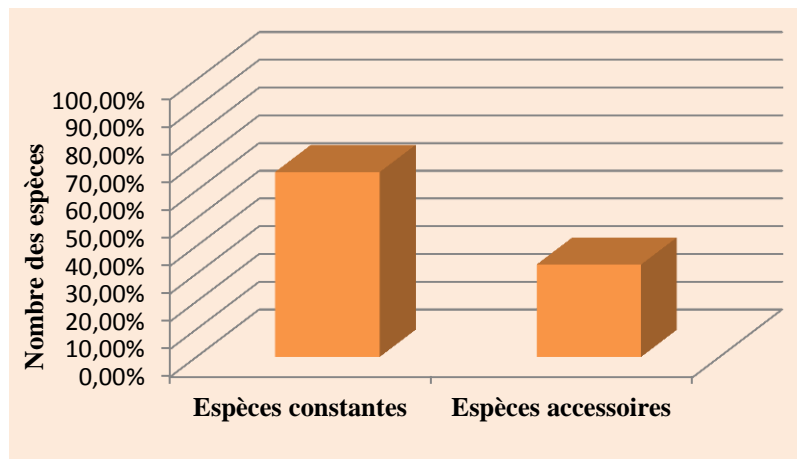


Figure 32. Les classes de constance des espèces de l'ordre des Thysanoptères

Les espèces des Diptères recensées dans la station d'étude appartiennent à deux classes. Classe des espèces accidentelles avec 40 spécimens et classe des espèces accessoires avec 02 spécimens (**Figure 33**).

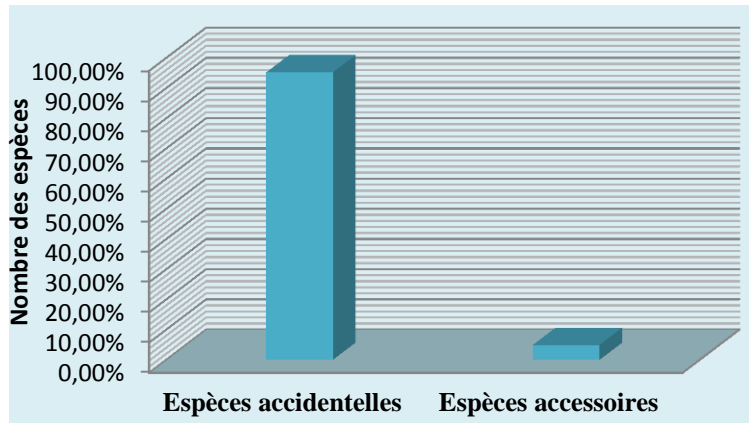


Figure 33. Les classes de constance des espèces de l'ordre des Diptères

Un schéma similaire des espèces d'Orthoptères recensées qui appartiennent à deux classes. Classe des espèces accidentelles majoritaires et classe des espèces accessoires avec une seule spécimen (**Figure 34**).

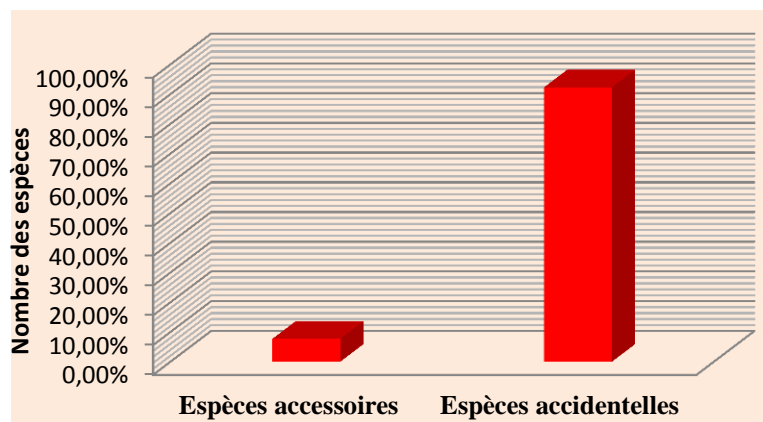


Figure 34. Les classes de constance des espèces de l'ordre des Orthoptères

Chez les Hémiptères, les espèces recensées sont classées en fonction des fréquences d'occurrence et des constances en trois classes ; 6/90 espèces constantes, 7 /90 espèces accessoires et 77/90 espèces accidentelles (**Figure 35**).

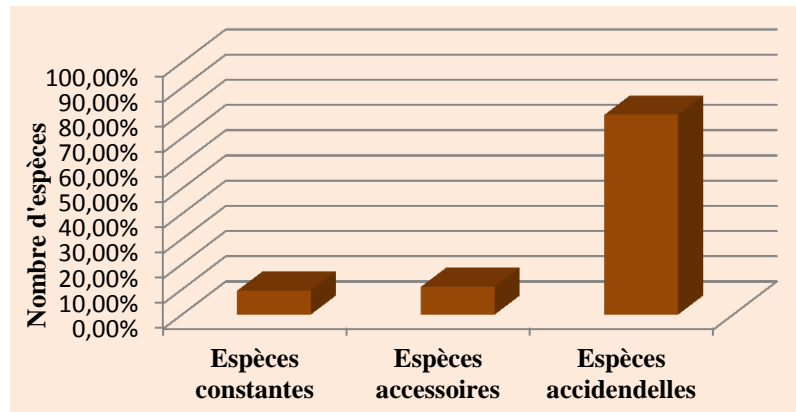


Figure 35. Les classes de constance des espèces de l'ordre des Hémiptères

1.4.2.2. Discussion

Les insectes comme composant principal de réseaux trophiques complexes, leur dynamique dépend des interactions avec d'autres espèces. En particulier pour les ravageurs de culture, les interactions avec leurs plantes hôtes (**Bale et al., 2002**), ainsi qu'avec leurs ennemis naturels (**Thomson et al., 2010**), ou leurs compétiteurs (**Sokame et al., 2021**), sont des éléments clés pour mieux comprendre les dynamiques de population. Dans le site d'étude, la totalité des espèces piégées forment trois classes et les ordres identifiés appartiennent à trois catégories. La première catégorie regroupe les espèces qui forment les classes des accessoires et des accidentelles. Ces ordres sont les Lépidoptères, les Diptères et les Orthoptères, ils se caractérisent par une majorité des espèces accidentelles et une minorité des espèces accessoires. La deuxième catégorie est formée d'un seul ordre des Thysanoptères, ses espèces appartiennent aux classes des espèces accessoires et des espèces constantes. La troisième catégorie est formée des espèces accessoires, accidentelles et constantes des ordres des Hémiptères, des Coléoptères et des Hyménoptères. Donc, la gamme des espèces accidentelles et accessoires est la plus nombreuse. Cette présence des insectes s'expliquerait par le fait que les insectes ont des refuges et des sources alimentaires supplémentaires dues à la diversité de leurs habitats (**Beugre et al., 2017**). Afin d'évaluer l'impact des insectes sur la culture du quinoa il faut définir le groupe biologique en relation avec la plante hôte pour chaque famille. A titre d'exemple, la présence des Formicidae comme famille constante serait le fait que les insectes de cette famille ont plusieurs statuts trophiques (**Beugre et al., 2017**). Selon (**Peuch & Coves, 2010**), les fourmis occupent de très diverses niches écologiques et sont capables d'exploiter de nombreux types de ressources comme des herbivores directs ou indirects, des prédateurs ou recycleurs. De même pour les résultats des thrips qui révèlent une

constance de quatre espèces. Une étude détaillée des constances des insectes ravageurs et bénéfiques doit être faite sur des parcelles du quinoa dans la même région et/ou des régions multiples dans le but d'établir le réseau trophique bâti par cette plante exotique en interaction avec les espèces natives et les risques phytosanitaires qui enclosent cette culture.

1.5. Analyse de la diversité des insectes les indices écologiques de structure

1.5.1 Résultats

L'exploitation des résultats trouvés au moyen des indices écologiques est effectuée dans cette partie. Les valeurs des indices de Shannon-Weaver et de l'équitabilité de l'ensemble des ordres trouvés sont portées dans le tableau 07.

Les valeurs de l'indice de diversité de Shannon- Weaver (H') varient selon les ordres. Elles sont comprises entre un intervalle allant des 1,75 bits à 5 bits (**Tableau 07**). Les valeurs élevées de H' s'expliquent par le fait que les ordres sont diversifiés en espèces d'insectes. Les ordres des Diptères, des Hémiptères et des Coléoptères sont le plus diversifiée respectivement avec ($H' = 5$ bits, $H' = 4.48$ bits, $H' = 4.21$ bits). Alors que l'ordre des Thysanoptères est montré le moins diversifié ($H' = 1,75$ bits). Les restes des ordres sont moyennement diversifiés. Cependant, les valeurs de l'indice de l'équitabilité (E) calculées pour chaque ordre indiquent une tendance à l'équilibre entre les espèces. La valeur de (E) la plus élevée caractérise l'ordre des Diptères ($E = 0,92$) mais la valeur de (E) la plus faible est notée pour l'ordre des Hyménoptères ($E = 0,50$).

Ces résultats signifient une grande diversité en espèces d'insectes, une nette répartition équilibrée de ces spécimens dans la parcelle de quinoa et par conséquent, ce biotope est écologiquement sain et bien équilibré.

Tableau 07. Les valeurs de l'indice de Shannon-Weaver (H'), l'indice d'équitabilité (E), calculées pour la station d'étude.

Indices écologiques	Richesse Spécifique(S)	Indice de Shannon (H') (bits)	Equitabilité (E)
Ordres			
Orthoptera	13	2,01	0,54
Hémiptera	90	4,48	0,75
Hymenoptera	166	3,72	0,50
Lépidoptère	17	3,36	0,86
Thysanoptera	06	1.75	0.67
Coleoptera	84	4,21	0,65
Diptera	42	05	0,92

Les valeurs de la richesse, des indices de Shannon-Weaver et de l'équitabilité en fonction des types de pièges et des saisons de prélèvements expriment une grande variabilité spécifique pour chaque ordre. Chez les Lépidoptères, les valeurs les plus importantes sont capturées par les pièges barbers durant la saison du printemps (**Figure36**).

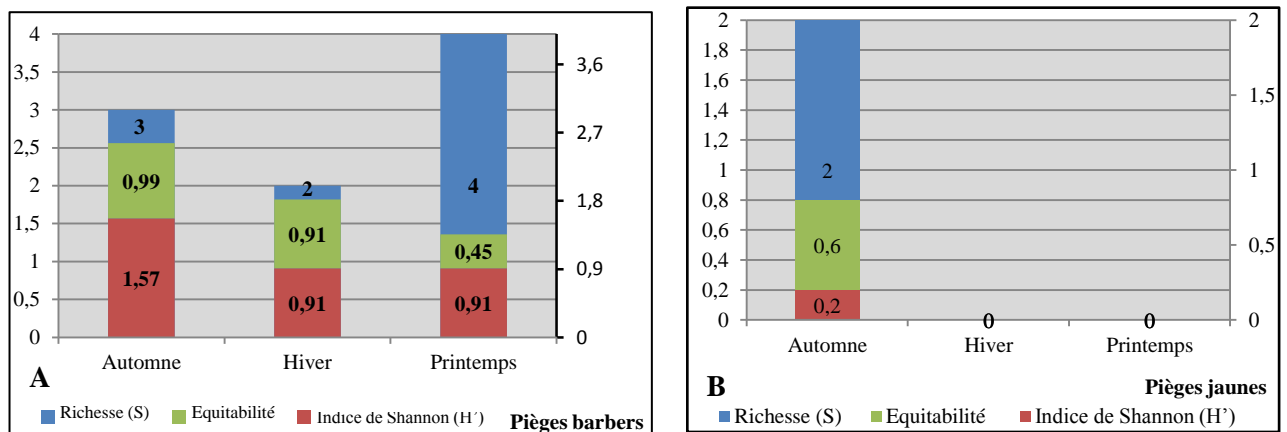


Figure 36. La richesse, l'indice de Shannon et l'équitabilité des espèces capturées de l'ordre des Lépidoptères ; (A) pièges barbers, (B) pièges jaunes.

Pour les Orthoptères, l'efficacité des pièges jaunes apparaît comme nulle, par contre les pièges barbers ont capturés durant les saisons des printemps et de l'automne la richesse la plus importante et par conséquent, la même tendance pour les valeurs de l'indice de Shannon et l'équitabilité avec une préférence pour le printemps (**Figure 37**).

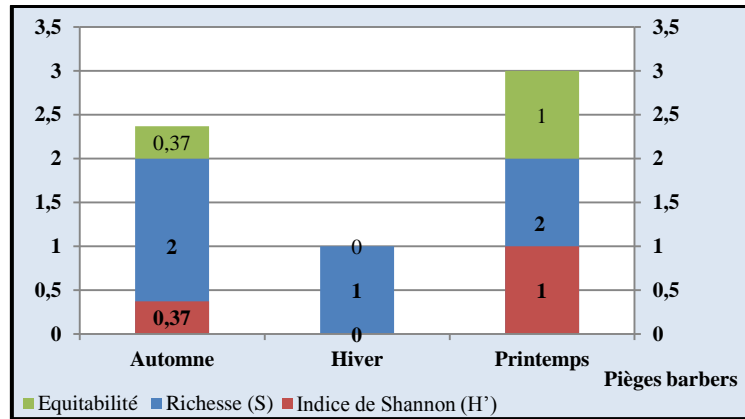


Figure 37. La richesse, l'indice de Shannon et l'équitabilité des espèces capturées de l'ordre des Orthoptères avec les pièges barbers.

Pour le cas des Hémiptères, l'efficacité des deux pièges est similaire durant les trois saisons pour les espèces des hémiptères. Les pièges barbers et jaunes ont capturés durant les saisons du printemps et de l'automne la richesse la plus importante et par conséquent, la même tendance pour les valeurs de l'indice de Shannon et l'équitabilité avec une préférence pour la saison du printemps (**Figure 38**).

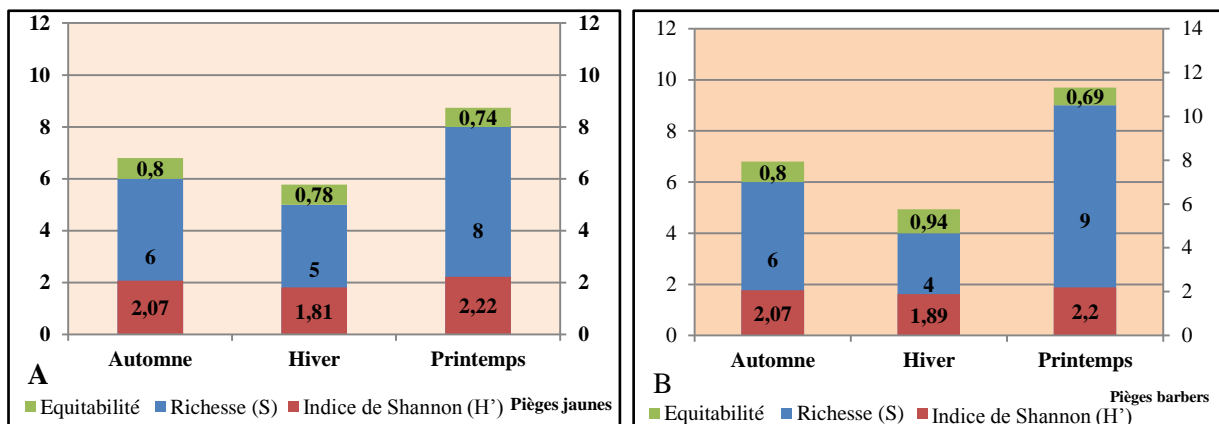


Figure 38. La richesse, l'indice de Shannon et l'équitabilité des espèces capturées de l'ordre des Hémiptères avec les pièges ;(A) jaunes, (B) barbers.

Avec le nombre d'espèces le plus élevé parmi les ordres trouvés, les résultats des Hyménoptères se caractérisent par une richesse maximale en espèces indemne des effets de type des pièges ou de la saison de prélèvement. Les valeurs de l'indice de Shannon(H) et de l'équitabilité des pièges jaunes quelque soit la saison mais les résultats des pièges barbers sont faibles sauf ceux de l'hiver (**Figure 39**).

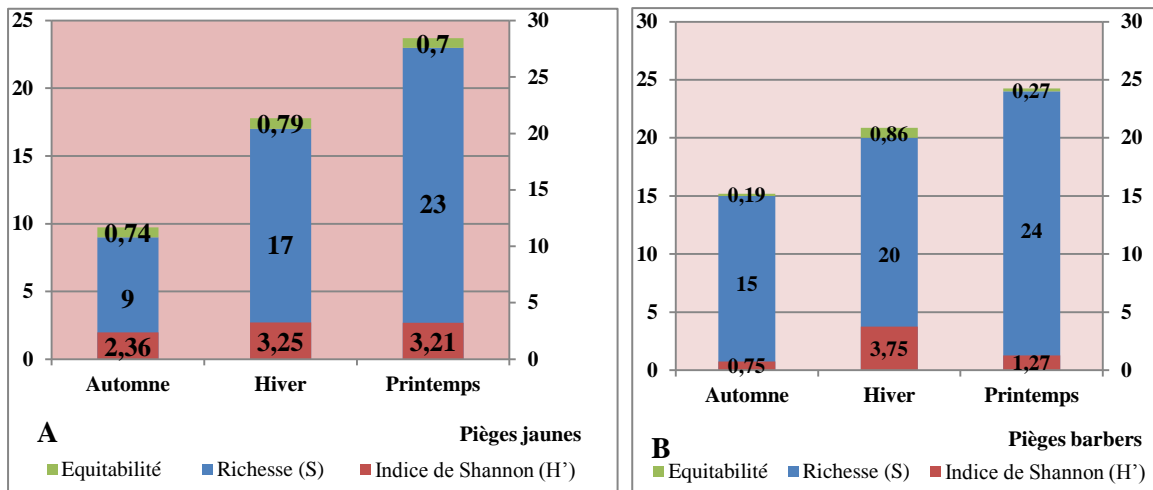


Figure 39. La richesse, l'indice de Shannon et l'équitabilité des espèces capturées de l'ordre des Hyménoptères avec les pièges ;(A) jaunes, (B) barbers.

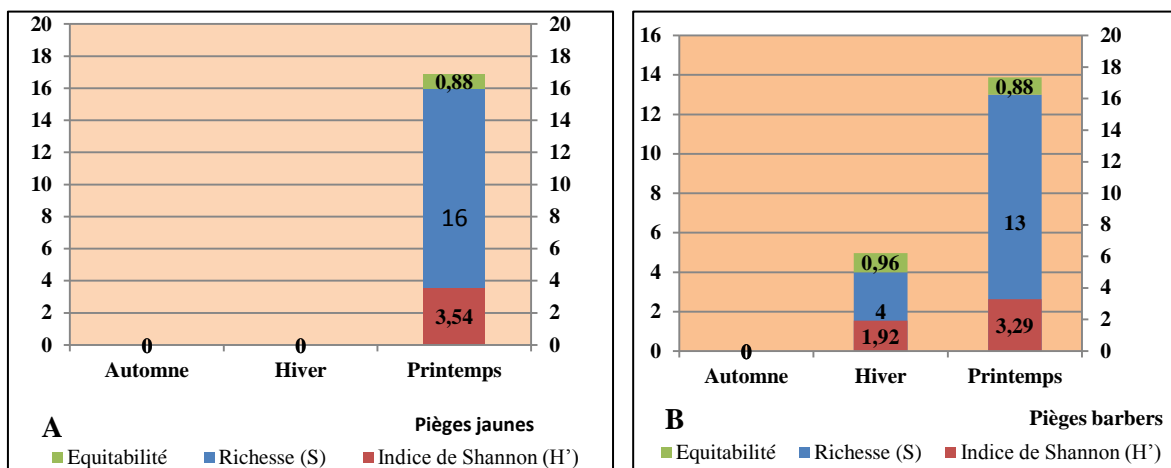


Figure 40. La richesse, l'indice de Shannon et l'équitabilité des espèces capturées de l'ordre des Diptères avec les pièges ;(A) jaunes, (B) barbers.

Chez les Diptères, les valeurs de la richesse, de l'indice de Shannon et de l'équitabilité des espèces capturées durant la saison du printemps sont les plus importantes (**Figure 40**).

Pour les Thysanoptères, les pièges barbers apparaissent plus efficaces et les valeurs de la richesse, de l'indice de Shannon et de l'équitabilité des espèces capturées durant les trois saisons sont moyenne à faible (**Figure 41**).

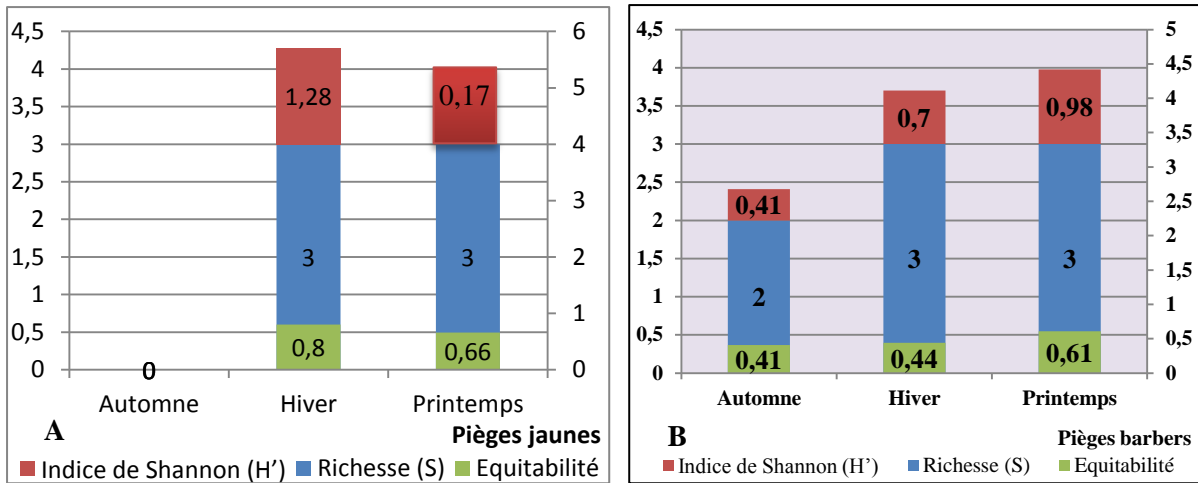


Figure 41. La richesse, l'indice de Shannon et l'équitabilité des espèces capturées de l'ordre des Thysanoptères avec les pièges ;(A) jaunes, (B) barbers.

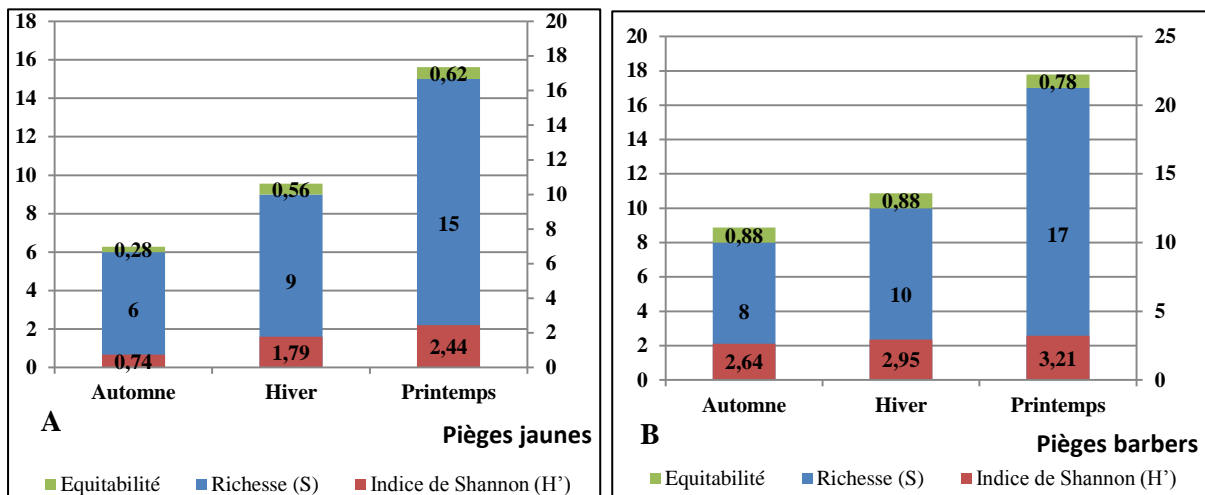


Figure 42. La richesse, l'indice de Shannon et l'équitabilité des espèces capturées de l'ordre des Coléoptères avec les pièges ;(A) jaunes, (B) barbers.

Les valeurs de la richesse, de l'indice de Shannon et de l'équitabilité des espèces capturées de l'ordre des coléoptères sont remarquables surtout pour les pièges de barbers et durant les trois saisons (**Figure 42**).

1.5.2. Discussion

Les indices de diversité de Shannon-Weaver calculés sont élevés, les valeurs varient entre 1 bits à 5 bits. Cela se justifierait par la diversité du couvert végétal au alentour de la parcelle étudiée qui offre de l'alimentation et de refuge à une quantité importante d'espèces

d'insectes (**Bouguenna, 2011**). Les valeurs de l'indice d'équitabilité sont supérieures à 50 %. Ce qui dénote d'une répartition homogène des effectifs des familles au sein des ordres d'insectes identifiés. Cela a entraîné un équilibre dans la composition des Ordres d'insectes observé. Un constat similaire, sur les arthropodes, a été réalisé par **Deghiche-Diab en 2015**, qui a noté des valeurs de $H' = 6,76$ bits et $E = 0,86$ dans des palmeraies à Biskra. Une grande variation des indices de diversité de Shannon-Weaver et de l'équitabilité en fonction des types de pièges et de la saison d'échantillonnage par ordre est retenue.

Leurs valeurs chez les Lépidoptères sont meilleures pour les pots de barbers que les pièges jaunes et les saisons de printemps et d'automne sont les plus favorables à l'activité des espèces. Les mœurs nocturnes des insectes, en particulier les Lépidoptères et les Coléoptères peuvent justifier l'efficacité des pots de Barber en absence des pièges lumineux (**Ambakina et al., 2022**). Pour les Orthoptères les pots de Barber sont les seuls qui ont interceptés les spécimens et le printemps et l'automne sont les plus propice à la survie. Concernant les ordres des Coléoptères, des Hyménoptères et des Hémiptères, les valeurs des indices de diversité de Shannon-Weaver (H') et d'équitabilité sont généralement élevées pour les deux types de pièges et durant les trois saisons surtout l'automne et le printemps. L'ordre des Hyménoptères a enregistré les meilleurs valeurs de H' mais la valeur de l'équitabilité des pots de barber au printemps est la plus faible. Cette valeur désigne une répartition non homogène des effectifs capturés par les pots de barber et une dominance à la faveur des fourmis. Ceci prouve la spécificité de ce piège, destiné à un type bien précis d'invertébrés (**Ambakina et al., 2022**). Quant aux Thysanoptères, les meilleurs valeurs de H' et de E sont noté en hiver par les pièges jaunes.

PARTIE II : RESULTATS ET DISCUSSION

Chapitre II : Caractérisation des réseaux trophiques des insectes associés à la culture de quinoa dans la région d'El-Outaya.	73
2.1. Régimes alimentaires des espèces piégées	73
2.1.1. Résultats	73
2.1.2. Discussion	74
2.2. Réseau trophique associés à la culture de quinoa dans la région d'El-Outaya	75
2.2.1. Résultats	75
2.2.2. Discussion	78
2.3. Echanges généraux et contrôle des ravageurs (indice de bio-contrôle)	80
2.3.1. Résultats	80
2.3.2. Discussion	81
Conclusion et perspectives	83
Références	86
Résumés	
Annexes	

Chapitre II : Caractérisation des réseaux trophiques des insectes associés à la culture de quinoa dans la région d'El-Outaya.

Ce chapitre assemble les résultats d'étude obtenus concernant spécifiquement le régime alimentaire des espèces recensées en première partie, le réseau trophique associé à la culture de quinoa dans la région d'El-Outaya en deuxième partie. Suivi d'une analyse des échanges généraux à l'intérieur du réseau trophique et le contrôle des ravageurs dans la parcelle d'étude au biais de calcul de l'indice de bio-contrôle en troisième partie.

2.1. Régimes alimentaires des espèces piégées

2.1.1. Résultats

L'analyse des résultats consignés dans la **Figure 43** montre que les parasitoïdes et les prédateurs représentent le groupe trophique le plus diversifié avec 191 espèces, soit 45,26 % de l'effectif total. Dans cette catégorie trophique, les hyménoptères prédominent avec 139 espèces et les Braconidae et les Ichneumonidae sont les principales familles. Parmi cet ordre figure également les principales espèces de parasitoïdes des insectes phytophages des différentes espèces de plantes hôtes. Les Coléoptères et les Diptères regroupent 25 et 19 espèces de parasitoïdes et de prédateurs respectivement. Les phytophages arrivent en deuxième position avec 165 taxons, soit 39,10 % ; les Hémiptères et les coléoptères prédominent avec respectivement 84 et 43 espèces. Enfin les pollinisateurs sont représentés principalement par les espèces des ordres des hyménoptères et des Thysanoptères.

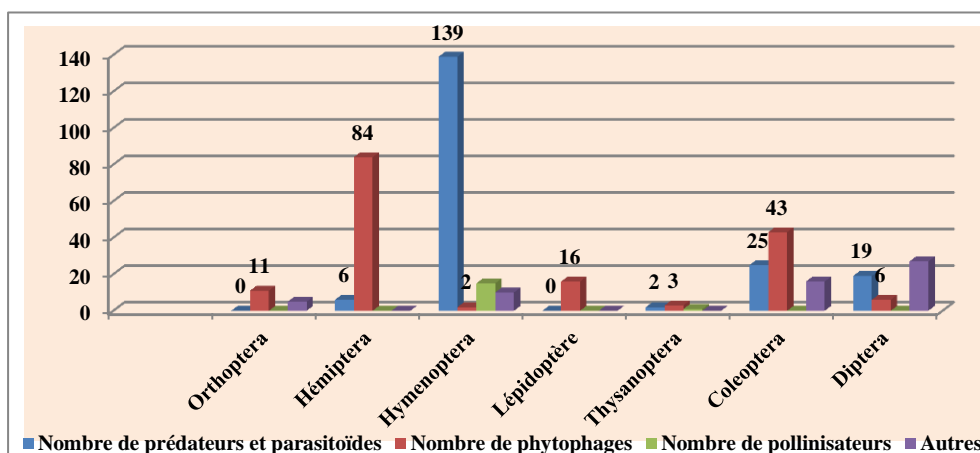


Figure 43. Régimes alimentaires des espèces associées à la culture de quinoa

2.1.2. Discussion

La classe des insectes regroupent des espèces de caractéristiques différentes ayant des régimes alimentaires variables en fonction de leurs processus vitaux (**Lebon, 2014**). Ce sont des espèces hétérotrophes qui ont donc besoin de retrouver dans leurs alimentations de l'eau, du carbone, de l'azote, des minéraux, des acides aminés, des vitamines et des lipides qu'ils sont incapables de synthétiser (**Lebon, 2014**). Les prise alimentaires des insectes sont instable dans le temps dépend des sources alimentaires (**Spit et al., 2012**).

Dans les agrosystèmes, le réseau trophique est souvent simplifié et centré sur les plantes cultivées et les bioagresseurs. Un nombre limité de plantes, engendre une faible diversité des niveaux trophiques supérieurs et une simplicité dans les interactions biotiques entre espèce (**Dianzinga, 2020**). Les résultats obtenus révèlent une diversité élevée des insectes dans leurs totalités mais les insectes utiles se mettent en premier rang suivi par les insectes ravageurs. Certes le milieu étudié est une culture mais une certaine diversité des plantes est présente. Donc, une meilleure diversité végétale implique une meilleure diversité des prédateurs et des parasitoïdes, ce qui crée des chaînes trophiques complexes (**Dianzinga, 2020**). Ainsi, plusieurs prédateurs dans un agrosystème entraînent une plus forte suppression des ravageurs qu'un seul prédateur, puisqu'ils peuvent s'attaquer à différentes espèces de ravageurs en même temps (**Dianzinga, 2020**).

La seule étude similaire à la notre de **Deghiche-Diab et al. (2021)** dans la même station durant la période 2015-2016, a signalé la dominance de la phytophagie représenté par 30 espèces (56%) contre 5 espèces d'auxiliaires (18%). La comparaison des résultats entre les deux études affirme que les différences sont très significatives entre les deux études. Le nombre des insectes utiles prédateurs et parasitoïdes de 5 espèces dans l'étude de **Deghiche-Diab et al. (2021)** passe à 191 espèces dans la notre. Parmi 191 espèces, 139 sont des parasitoïdes des adultes, des larves et des œufs des insectes phytophages, appartenant essentiellement aux ordres des Hyménoptères et des Diptères. Le reste représente 52 espèces de prédateurs qui appartiennent aux Coléoptères, Diptères, Hyménoptères et Hémiptères. Pour les phytophages 165 taxons contre 30 taxons. Ces résultats sont comparables avec ceux trouvé par **Valoy et al., (2015)**.

De point de vue agronomique, la majorité des espèces entomophages identifiées ont un intérêt agricole considérable et peuvent être exploitées dans un programme de lutte biologique.

2.2. Réseaux trophiques associés à la culture de quinoa dans la région d'El-Outaya.

2.2.1. Résultats

L'analyse qualitative des résultats obtenus et leurs comparaisons avec les données bibliographiques indiquent l'absence des principaux ravageurs redoutables appartenant aux ordres des Lépidoptères, des Coléoptères et des Diptères dans la région d'étude. Mais, la présence des espèces locales (**Tableau 08**) surtout des lépidoptères a pu provoquer des dégâts limités sur les plantules (**Figure 44**). L'identité méconnue de l'espèce responsable des dégâts nécessite des suivis supplémentaires car les espèces trouvées sont polyphages. Par contre, les ordres des Thysanoptères et des Hémiptères ont respectivement noté la présence des ravageurs considérés modérés. Notant que l'espèce de punaise *Nezara viridula* noté par les références comme ravageur et qui ne figure plus dans la liste taxonomique et est observée directement sur la plante mais absente sur les deux types de pièges.

Tableau 08. Les insectes ravageurs potentiels enregistrés sur la culture du quinoa

Ordres	Familles	Espèces	Sources	Etude en cours
Lépidoptères	Gelechiidae	<i>Eurysacca melanocampa</i>	Lamborot <i>et al.</i> (1999) Cruces & Callohuari 2016	-
		<i>Eurysacca quinoae</i>	Lamborot <i>et al.</i> (1999) Cruces & Callohuari 2016	-
	Crambidae	<i>Herpetogramma bipunctalis</i>	Cruces & Callohuari 2016	-
		<i>Spoladea recurvalis</i>	Cruces & Callohuari 2016	-
		Noctuidae	<i>Copitarsia turbata</i>	Rasmussen <i>et al.</i> (2003)
	<i>Agrotis ipsilon</i>		Rasmussen <i>et al.</i> (2003) Cruces & Callohuari 2016	<i>Chrysodeixis chalcites</i> <i>Helicoverpa armigera</i>
	<i>Feltia</i> sp		Rasmussen <i>et al.</i> (2003)	<i>Agrotis ripae</i>
	<i>Heliothis</i> sp		Rasmussen <i>et al.</i> (2003)	
	<i>Spodoptera</i> sp		Rasmussen <i>et al.</i> (2003)	
	<i>Spodoptera eridania</i>		Cruces & Callohuari 2016	
	<i>Spodoptera ochrea</i>		Cruces & Callohuari 2016	
	<i>Chrysodeixis includens</i>		Cruces & Callohuari 2016	
	<i>Copitarsia spp</i>		Cruces & Callohuari 2016	
	<i>Chloridea virescens</i>		Cruces & Callohuari 2016	
<i>Helicoverpa quinoae</i>	Cruces & Callohuari 2016			
Hymenoptera	Formicidae	<i>Atta</i> sp.	Rasmussen <i>et al.</i> (2003)	-
Hemiptera	Aphidae	<i>Acyrtosiphum kondoi</i>	Barrientos Z. (1985)	-
		<i>Aphis craccivora</i>	Rasmussen <i>et al.</i> (2003)	+
		<i>Aphis gossypii</i>	Rasmussen <i>et al.</i> (2003)	+
		<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	Rasmussen <i>et al.</i> (2003) Cruces & Callohuari 2016	+
		<i>Myzus persicae</i>	Rasmussen <i>et al.</i> (2003)	+
		<i>Myzus</i> sp	Rasmussen <i>et al.</i> (2003)	-

	Cicadellidae	<i>Anacuerna centrolinea</i> <i>Bergallia</i> sp <i>Borogonalia impressifrons</i> <i>Empoasca</i> sp. <i>Paratanus exitiosus</i> <i>Paratanus yusti</i> <i>Paratanus</i> sp	Saravia and Quispe 2005) Rasmussen <i>et al.</i> (2003)	
	Coreidae	<i>Leptoglossus</i> sp.	Valoy <i>et al.</i> (2011)	-
	Pentatomidae	<i>Nezara viridula</i>	Valoy <i>et al.</i> (2011)	<i>Nezara viridula</i>
Thysanoptera	Thripidae	<i>Frankliniella tabaci</i> <i>Frankliniella tuberosi</i> <i>Frankliniella</i> sp.	Rasmussen <i>et al.</i> (2003) Saravia and Quispe (2005)	<i>Frankliniella occidentalis</i>
Diptera	Agromyzidae	<i>Liriomyza huidobrensis</i> <i>Liriomyza</i> spp	Rasmussen <i>et al.</i> (2003) Saravia and Quispe (2005) Cruces & Callohuari (2016) Cruces & Callohuari (2016)	<i>Liriomyza</i> genus
Coleoptera	Bruchidae	<i>Acanthoscelides diasanus</i>	Rasmussen <i>et al.</i> (2003)	-
	Chrysomelida e	<i>Acalymma demissa</i> <i>Calligrapha curvilinear</i> <i>Diabrotica decempunctata</i> <i>Epitrix subcrinita</i> <i>Epitrix</i> spp	Rasmussen <i>et al.</i> (2003) Rasmussen <i>et al.</i> (2003) Rasmussen <i>et al.</i> (2003) Rasmussen <i>et al.</i> (2003) Cruces & Callohuari (2016)	-
	Curculionidae	<i>Adioristus</i> sp.	Rasmussen <i>et al.</i> (2003)	-
	Meloidae	<i>Epicauta</i> sp.	Rasmussen <i>et al.</i> (2003) Cruces & Callohuari (2016)	-
	Melolonthidae	<i>Ancistrosoma vittigerum</i>	Valoy <i>et al.</i> (2011)	
	Melyridae	<i>Astylus</i> sp	Valoy <i>et al.</i> (2011)	-
	Tenebrionidae	* <i>Pilobalia</i> sp	Rasmussen <i>et al.</i> (2003)	-

(+) Présence (-) Absence



Figure 44.Dégâts des chenilles des Lépidoptères sur les feuilles de quinoa

Toutefois, les résultats de la diversité des ennemis naturels des ravageurs de la culture de quinoa dévoilent la présence d'une diversité immense des parasitoïdes et des prédateurs. Ces entomophages appartiennent à plusieurs ordres (**Tableau 09**). Mais les ordres des Hyménoptères, des Diptères et des Coléoptères sont les plus riches en nombre des espèces (**Tableau 09**).

Tableau 09. Les insectes Prédateurs et parasitoïdes ravageurs potentiels enregistrés sur la culture du quinoa dans la station d'étude.

Ordres	Familles/Sous-famille	Espèces	Ordre/ espèces hôte	
Parasitoïdes				
Hyménoptera	Trichogrammatidae	<i>Trichogramma</i>	Lépidoptères <i>Autographa gamma</i> <i>Chrysodeixis chalcites</i> <i>Helicoverpa armigera</i> <i>Agrotis ripae</i>	
	Scelionidae	<i>embryophagum</i>		
	Eurytomidae	<i>sp</i>		
	Ophioninae	<i>sp</i>		
	Phygadeuontinae	<i>sp</i>		
	Banchinae	<i>sp</i>		
	Tryphoninae	<i>sp</i>		
	Ichneumoninae	<i>sp</i>		
	Metopiinae	<i>sp</i>		
	Cremastinae	<i>sp</i>		
	Aphelininae	<i>Aphelinus sp</i>	Hemiptera <i>Acyrtosiphum kondoi</i> <i>Aphis craccivora</i> <i>Aphis gossypii</i> <i>Macrosiphum euphorbiae</i> <i>Myzus persicae</i>	
	Aphidiinae	<i>Aphidius matricariae</i>		
		<i>Aphidius sp</i>		
		<i>Aphidius funebris</i>		
		<i>Diaeretiella rapae</i>		
		<i>Ephedrus niger</i>		
	<i>Ephedrus persicae</i>			
	Pemphredoninae	<i>Diodontus sp</i>		<i>Nezara viridula</i>
		<i>Ammoplanus biskrensis</i>		
Chrysididae	<i>sp</i>			
Eulophidae	<i>sp</i>	<i>Liriomyza</i> (Diptera)		
Entedoninae	<i>Ceraninus sp</i>	Thysanoptera <i>Frankliniella tabaci</i>		
Diptera	Tachinidae	<i>Anachaetopsis sp</i>	Lépidoptères	
	Sacrophagidae	<i>Sacrophaga haemorrhoides</i>	Lépidoptères	
	Bombyliidae	<i>Sp</i>	Lépidoptères	
	Phoridae	<i>Conicera sp</i>	Hyménoptère (fourmis)	
Prédateurs				
Thysanoptera	<i>Aeolothripinae</i>	<i>Aeolothrips intermedius</i>	Thysanoptera	
Diptera	Syrphidae	<i>Syrphus nitidicollis</i>	Aphididae	
		<i>Syrphus corollae</i>	Aphididae	
		<i>Syrphus inctus</i>	Aphididae	
		<i>Syrphus laternarius</i>	Aphididae	
		<i>Eristalis sp</i>	Aphididae	
		<i>Eumerus sp</i>	Aphididae	
	Hybotidae	<i>Tachydromia sp</i>		
	Dolichopodidae	<i>Sciapus sp</i>		
	Empididae	<i>Empis sp</i>		
	Asilidae	<i>Sp</i>		
	<i>Coenosia sp</i>	<i>Coenosia sp</i>	Aphididae Lépidoptères <i>Liriomyza</i> <i>Cidadellieae</i>	
	Hemiptera	Anthocoridae	<i>Orius laevigatus</i>	Thysanoptera
			<i>Scoloposcelis sp</i>	Thysanoptera
Miridae		<i>Orthotylus sp</i>	Lépidoptères	

		Phylinae	Diptera
		<i>Pilophorus clavatus</i>	Aphididae
	Deraeocorinae	<i>Deraeocoris serenus</i>	Thysanoptera , psylle et pucerons
		<i>Deraeocoris</i> sp	
	Geocorinae	<i>Geocoris</i> sp	Thysanoptera, psylle et pucerons
Coleoptera	Carabidae	Toutes les espèces	Plusieurs espèces
	Coccinellidae	Toutes les espèces	Aphididae
	Staphylinidae	Plusieurs espèces	Plusieurs espèces
Nevroptera	Chrysopidae	<i>Eremochrysa punctinervis</i>	Aphididae(pucerons)

2.2.2. Discussion

Les relations plantes-insectes ont toujours été à double tranchant (**Lebon, 2014**). D'une part, les plantes ne pourraient survivre sans la présence de leurs insectes pollinisateurs. L'autre part, une partie importante des récoltes est consommée directement par les insectes (**Lebon, 2014**). La coévolution des plantes et des insectes a pu mettre en place des relations très riches entre les deux partenaires (**Lebon, 2014**) et la sélection des plantes hôtes par les insectes, tant phytophages que leurs prédateurs et leurs parasites, doit être considéré dans un contexte évolutif global (**Dicke, 2000**). Ces relations sont conditionnées par différents caractères physiques et chimiques des végétaux (**Francis, 2003**) et chaque espèce végétale qui développe un moyen de défense chimique présente une entomo-faune associée qui s'est adaptée et spécialisée (**Harborne, 1993**). Cette communauté est basée sur au moins trois niveaux trophiques. C'est pourquoi l'étude des interactions plantes - insectes doit intégrer le 3ème niveau trophique, les prédateurs et parasites entomophages qui participent à la défense de la plante (**Price et al., 1981**).

Dans notre cas, les caractères physico-chimiques de la plante et sa nouvelle introduction n'ont pas pu la protéger totalement contre les attaques des ravageurs. Ces derniers peuvent développer de nouvelles habitudes alimentaires et s'adapter à un nouveau goût (**Harborne, 1993**). En effet, la richesse des espèces de prédateurs et des parasitoïdes capturées par les deux types de pièges peut être justifier par l'attraction et l'activité importantes des espèces de phytophages par la culture principale de quinoa ainsi que son environnement. Généralement une augmentation d'émission des substances volatiles (sémio-chimiques) attractives par les blessures des plantes réalisées par les insectes ravageurs peuvent influencer les mécanismes de recherche de nourriture chez les insectes entomophages (**Vet & Dicke, 1992**).

Dans les pays originaires de la culture qui comprend l'Amérique du Sud et l'Amérique centrale, le Mexique et l'Australie, les îles des Caraïbes et le sud de la Floride, les 20 études effectuées entre 1987-2012 ont compté 74 espèces d'insectes associées au quinoa (**Valoy et al., 2015**). Parmi ces insectes, plusieurs espèces de papillons nocturnes causent les dégâts les plus importants. En 2003, **Rasmussen et al.** ont ajouté une liste des ravageurs potentiels détectés sur le quinoa appartenant aux différents ordres. L'étude de **Cruces et al. (2020)**, a signalé dans trois localités au Pérou une diversité qui varié entre 106-301 espèces d'insectes. Deux ravageurs, l'espèce de thrips *Frankliniella occidentalis* et l'espèce de puceron *Macrosiphum euphorbiae* ont enregistré les abondances les plus élevées selon la région prospectée avec 65% et 50% respectivement. Ces résultats ont été confirmé plus tard par le même auteur (**Cruces et al., 2020**).

Au niveau national, les espèces de ravageurs enregistrés dans la parcelle sont déjà notées par plusieurs études. Les espèces de lépidoptères sont enregistrées par **Bouras (2019)**, mais les aphides et les thrips sont les plus bénéficiés des études dans la région de Biskra. L'espèce de thrips *Frankliniella occidentalis* est signalée dans la région de Biskra depuis 2006 par **Laamari & Hebbel (2006)** puis par **Rechid (2011)**, **Houamel (2013)**, **Laamari et Houamel (2015)**, **Razi(2016)**, **Allache et al. (2020)** et **Halimi et al. (2022)**. De même, les espèces de pucerons sont traitées par les études de **Laamari (2004)**, **Laamari & Hebbel (2006)**, **Bengouga & Ben Abba (2007)**, **Laamari et al. (2010)**, **Gagui (2012)**, **Bakroune (2012,2020)**. Cependant, le nombre élevé des espèces de parasitoïdes et des prédateurs déterminé par cette étude représente un gain d'information pour la région d'El-Outaya spécifiquement et Biskra approximativement. Chez les hyménoptères, la majorité des études disponibles de **Tahar-chaouche (2011, 2015 ,2018)**, **Halimi(2011)**, **Hemidi (2012, 2020)** et **Djouama et al. (2018)** ont traité les parasitoïdes des pucerons, pour les espèces de prédateurs, les coccinelles sont les plus étudiées dans la région de Biskra par **Saharaoui et al. (2001)**, **Saharaoui (2017)** et **Rahmouni (2020)**.

Selon **Cruces et al. (2020)**, la pression de *Frankliniella occidentalis* et *Macrosiphum euphorbiae*, comme des ravageurs cosmopolites introduits associés aux espèces néotropicales natives nécessite des mesures de protection et les agriculteurs sont incités à appliquer plus de pesticides. Dans ce scénario, une stratégie d'extension de cette culture dans notre pays doit prendre en sérieux les mesures de protection de cette culture, surtout envers l'espèce de thrips *Frankliniella occidentalis*.

2.3. Echanges généraux et contrôle des ravageurs (indice de bio-contrôle)

2.3.1. Résultats

Selon les résultats obtenus la diversité quantitative est importante des deux antagonistes insectes ravageurs et auxiliaires. Les tendances des populations des parasitoïdes et des prédateurs suivent automatiquement celles des populations des ravageurs. La croissance des populations des insectes auxiliaires est presque double au début des saisons de printemps et de l'automne, la disponibilité des ressources alimentaires favorisent l'activité et la reproduction intense des insectes (**Figure 45**).

Le calcul de l'indice de bio-contrôle (IB) confirme ces tendances des populations antagonistes. Les valeurs de (IB) varient durant la première campagne qui coïncide avec la saison printanière entre 0,25-1,32. Cette période se caractérise par un seul pic de (IB) avec la valeur de 1,32 en pleine croissance de la culture semis tardivement. Donc, une richesse quantitative équilibrée entre les deux antagonistes peut justifier ces résultats (**Figure 45**).

En deuxième campagne, ces valeurs varient entre 0,38-2,33 et représentent les données de la période automnale. Ces valeurs de (IB) se caractérisent par deux pics, l'une automnale de 1,39 exprime un certain équilibre entre les deux antagonistes, par contre le pic printanière de 2,33 indique que quantitativement les populations des insectes auxiliaires sont supérieures des populations d'insectes ravageurs vers la fin de la culture car son semis était précoce et la saison printanière est plus propice à la croissance des populations des auxiliaires (prédateurs et parasitoïdes) (**Figure 45**).

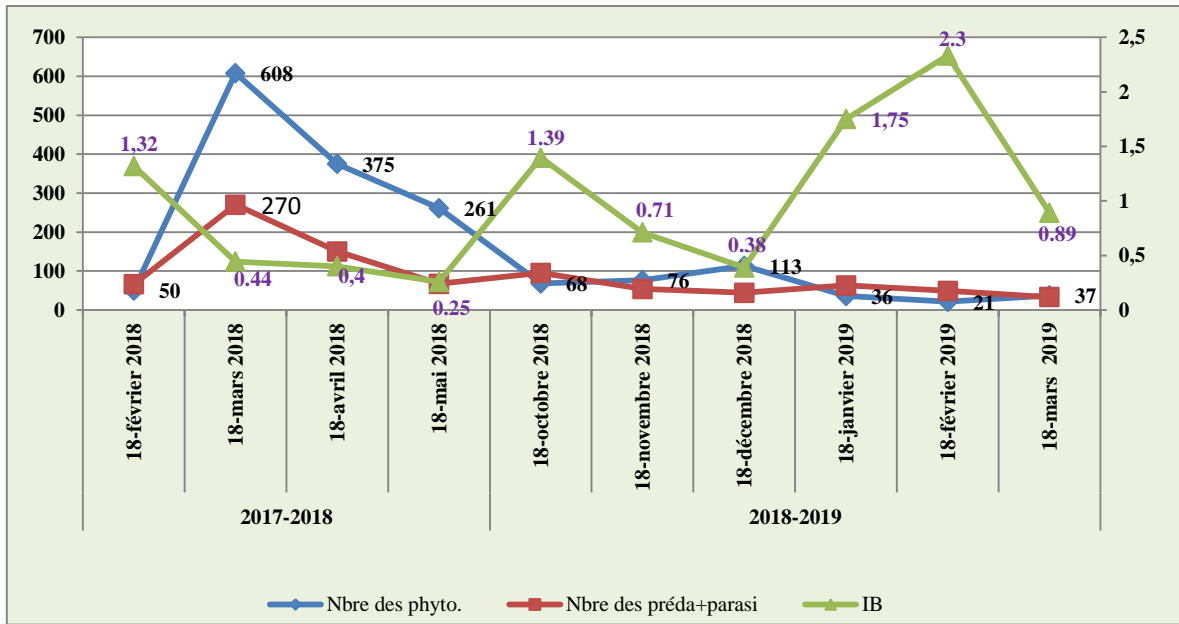


Figure 45. Tendances des populations des parasitoïdes des prédateurs et des phytophages et de l'indice de bio-contrôle (IB) associés à la culture du quinoa.

2.3.2. Discussion

La lutte biologique et le bio-contrôle sont des concepts de protection des cultures qui ont des points communs mais qui ont également leurs spécificités. La première est connue depuis les années 1880, alors que le second est apparu dans les années 2010 dans le regard français (**Deguine, 2023**). Les deux concepts ont de natures différentes. La lutte biologique est définie par des stratégies et le bio-contrôle par des produits (**Deguine, 2023**). La lutte biologique est l'utilisation d'organismes vivants pour réduire les populations ou les dégâts des bio-agresseurs des cultures, excluant l'utilisation d'extraits non vivants (**Deguine, 2023**). Selon le même auteur, trois types de lutte biologique sont reconnues ; lutte biologique par conservation (LBC), lutte biologique par acclimatation (LBAC) ; lutte biologique par augmentation ou amplification du rôle des organismes auxiliaires par lâchers (LBAU). Le bio-contrôle est souvent défini par l'utilisation des produits, des agents vivants et des substances non vivantes pour lutter contre les ravageurs. Mais une grande confusion persiste à la fois sur les termes et sur les pratiques entre lutte biologique et bio-contrôle (**Deguine, 2023**).

Cependant, **Cornillon (2015)** a défini l'indice de bio-contrôle (**IB**) comme un rapport entre les ennemis naturels (prédateurs et parasitoïdes)/ les ravageurs d'un milieu. Il permet de détecter des anomalies (instabilité) ou de confirmer qu'un milieu donné est équilibré (stable,

régulier) avec une variation raisonnable au cours du temps. Ce qui est synonyme d'une biodiversité équilibrée. A l'opposé, de fortes variations font état d'un milieu instable **Cornillon (2015)**. Le même auteur a ajouté que si la valeur l'indice de bio-contrôle(**IB**) est proche de 0 désigne que les ravageurs peuvent devenir une menace pour la végétation. Par contre, des valeurs de (**IB**) compris entre 0,2 et 1 signifient qu'il y a une proportion de prédateur suffisante pour maintenir le milieu en équilibre (**Cornillon, 2015**).

Dans notre cas et durant la période d'étude, les calculs ont permis de constater que les valeurs de (**IB**) varient entre 0,25 et 2,33. Les valeurs les plus élevées sont enregistrées au début des saisons automnales et printanières. Vers la fin des saisons précédentes et durant la saison d'hiver, les valeurs sont inférieures mais l'état de l'équilibre persiste toujours dans la parcelle étudiée selon (**Cornillon, 2015**). Ces résultats peuvent être justifiés par la diversité des plantes de l'environnement adjacent de la parcelle composé de plantes spontanées et d'autres cultures et des essences des haies. Des conditions climatiques favorables à l'activité et à la dispersion des différentes espèces d'insectes. Cet état du milieu étudié peut être décrit comme lutte biologique par la diversité fonctionnelle ou lutte biologique par conservation qui est un mode de gestion appropriée des habitats végétaux dans les agro-écosystèmes, aboutit à restaurer les auxiliaires des cultures permettant d'anticiper les risques de dégâts de la part des ravageurs des cultures (**Deguine, 2023**).

Notant que, le site d'étude et son environnement sont presque indemnes de l'utilisation des intrants chimiques (pesticides, engrais,..) et les agriculteurs privés aux alentours pratiquent généralement une agriculture vivrières saines.

Conclusion et perspectives

Dans le contexte de la sécurité alimentaire, l'impact de l'introduction de nouvelle culture sur les populations d'insectes locales est un questionnement essentiel afin de mieux comprendre les interactions plante exotique –insectes locales, et afin d'anticiper autant que possible les risques phytosanitaires à venir et adapter les pratiques agricoles et les stratégies de lutte contre les ravageurs. Cette étude a pour but de déceler la diversité, l'abondance et l'évolution des populations des insectes associées à la culture du quinoa dans la région d'El-Outaya.

L'inventaire a révélé une richesse de 422 espèces d'insectes. Ces spécimens appartenant à 110 familles et 11 ordres. L'ordre des Hyménoptères prédomine toute au long de la période d'étude avec 166 espèces réparties en 39 familles.

Au cours de recensement, les captures des deux types de pièges ont montré que la diversité maximale d'entomofaune est observée durant le printemps pour la première campagne et en automne pour la deuxième campagne. Les effets des dates de semis de la culture et leurs répercussions sur l'activité des insectes sont distinctifs.

L'analyse de l'évolution spatio-temporelle des effectifs des insectes par ordres indique que les insectes montrent une présence régulière dans la parcelle de quinoa et les individus des espèces des Hyménoptères, des Hémiptère demeurent les plus actives durant les deux campagnes d'étude.

L'analyse de la diversité des insectes par les indices écologiques de composition a révélé une diversité spécifique (α) élevée de 422 espèces et les calculs des abondances relatives (AR %) des différents ordres d'insectes dans la station d'étude ont noté que l'ordre des Hyménoptères est le plus abondant durant les deux campagnes. La gamme des espèces accidentelles et accessoires est majoritaire et les espèces constantes sont minoritaires.

En général, les valeurs calculées de H' ont révélé que les ordres trouvés sont diversifiés en espèces et les résultats des indices de l'équitabilité (E) de chaque ordre ont assuré que les espèces de chaque ordre capturées sont en équilibre entre elles dans la parcelle de quinoa prospectée. Mais la variation de ces deux indices est en fonction des deux types de pièges de capture et de la saison d'échantillonnage.

L'analyse de régime alimentaire des insectes piégés montre que les parasitoïdes et les prédateurs représentent le groupe trophique le plus diversifié avec 191 espèces et dans cette catégorie trophique, les hyménoptères prédominent avec 139 espèces représenté par les spécimens des deux familles ; Braconidae et les Ichneumonidae. Les phytophages sont classés en deuxième position.

L'analyse qualitative des résultats indiquent que le réseau trophique bâti entre le quinoa et les insectes présente est indemne des principaux ravageurs redoutables appartenant aux ordres des Lépidoptères, des Coléoptères et des Diptères dans la région d'étude. Mais, la présence des espèces locale appartenant aux ordres des Thysanoptères et des Hémiptères considérés comme ravageurs modérés est noté . Une stratégie d'extension de cette culture dans notre pays doit prendre en sérieux les mesures de protection de cette culture, surtout envers l'espèce de thrips *Frankliniella occidentalis* et de puceron *Macrosiphum euphorbiae*.

Selon les résultats obtenus, la croissance des populations des insectes auxiliaires est presque double au début des saisons de printemps et de l'automne. Le calcul de l'indice de bio-contrôle (IB) confirme ces tendances des populations antagonistes. Les valeurs de (IB) varient entre 0,25-2,33. La disponibilité des ressources alimentaires favorisent l'activité et la reproduction intense des insectes et une richesse quantitative équilibrée entre les deux antagonistes justifier ces résultats.

En perspectives, il serait nécessaire d'élargir l'étude de la biodiversité des insectes associée au quinoa sur d'autres régions situées dans des étages bioclimatiques différentes.

Aussi, il serait intéressant d'élargir l'étude sur les insectes ravageurs prévus du quinoa dans notre région en utilisant d'autres techniques d'échantillonnages plus sophistiquées.

De même, il serait intéressant d'évaluer les risques phytosanitaires qui peuvent affecter la qualité et la quantité de la production de cette culture en cas d'extension.

Il est important d'approfondir les études sur le comportement et la résistance des variétés cultivées de cette culture aux attaques des ravageurs locaux.

De même, il serait intéressant d'évaluer l'adaptation de cette plante exotique aux conditions édaphiques et climatiques locales.

Comme, il serait utile d'étudier l'aspect écologique de l'intégration de cette plante exotique dans le milieu oasien et le rôle qu'elle puisse jouer dans l'attraction des insectes.

Aussi, il serait utile de bien contrôler les semences importées afin d'éviter l'introduction des espèces d'insectes exotiques liées à cette culture et qui peuvent devenir facilement envahissantes.

Enfin, il est important de noter que le quinoa comme membre des chénopodiacées qui règnent dans la région peut représenter une source alimentaire disponible, facile et illimitée à un ravageur modéré. Le risque de se transformer à une espèce envahissante comme *Frankliniella occidentalis* est probable.

Références bibliographiques

1. **Abd El-Moity T. H., Bdraway H. B. & Ali Ayat M., 2015-** Survey on diseases and pests attack quinoa in Egypt. In *Sixth International Scientific Agricultural Symposium Agrosym*. Sarajevo, Jahorina, Bosnia and Herzegovina. Book of Proceedings. University of East Sarajevo, 868-876.
2. **Achoura A. & Belhamra M., 2010** – Aperçu sur la faune arthropodologique des palmiers d'El-Kantara. *Courrier du savoir*, (10) :93-101.
3. **Ahamed N. T., Singhal R. S., Kulkarni P. R. & Pal M., 1998-** A lesser-known grain, *Chenopodium quinoa*: Review of the chemical composition of its edible parts. *Food and Nutrition Bulletin*, 19(1): 61-70.
4. **Allache F., Demnati F., & Razi S., 2020-** Thrips diversity and *Frankliniella occidentalis* trends on three melon cultivars at Biskra, Algeria. *Entomologie faunistique-Faunistic Entomology*, 73 : 191-206.
5. **Almeida L. M., & Mise K. M., 2009-** Diagnosis and key of the main families and species of South American Coleoptera of forensic importance. *Revista Brasileira de Entomologia*, 53(2): 227-244.
6. **Ambakina H, Looli L, Bolondo G, Yabengwa R, Sengeli L, Bohula F, Jean Claude Monzenga J-C & Nshimba H., 2022-** Efficacité de quatre pièges au cours d'un inventaire entomologique dans les forêts de Bagbasende, province de la Tshopo en République Démocratique du Congo. *African Journal of Tropical Entomology Research*, 1(2): 140-144.
7. **APG III, 2009-** https://fr.wikipedia.org/wiki/Classification_APG_III
8. **APG IV, 2016-** https://fr.wikipedia.org/wiki/Classification_APG_IV
9. **Baghem O., 2012-**Effet des Techniques Culturelles sur la Biodiversité Faunistique des céréales dans la zone Semi-aride. Thèse de Magister. Université Ferhat Abbes Sétif, 78p.
10. **Bakroune N., 2012-** Diversité spécifique de l'aphidofaune (Homoptera, Aphididae) et de ses ennemis naturels dans deux (02) stations: El-Outaya et Ain Naga (Biskra) sur piment et poivron (Solanacées) sous abri - plastique. Mémoire de Magister, Université de Biskra, 97p.
11. **Bakroune N. H., Sellami M. & Saharaoui L., 2020-** Entomofaune associée au blé dur (*triticum durum* L.) Dans la région de sidi okba (Biskra: Algérie): Diversité spécifique. *Revue Agrobiologia*, 10(1): 1849-60.
12. **Bale J. S. & Hayward S. A. L., 2010-** Insect overwintering in a changing climate. *Journal of Experimental Biology*, 213(6): 980–994. <https://doi.org/10.1242/jeb.037911>
13. **Bale J. S., Masters G. J., Hodkinson I. D., Awmack C., Bezemer T. M., Brown V. K., Butterfield J., Buse A., Coulson J. C., Farrar J., Good J. E. G., Harrington R., Hartley S., Jones T. H., Lindroth R. L., Press M. C., Symrnioudis I., Watt A. D., & Whittaker J. B., 2002-** Herbivory in global climate change research : direct effects of rising temperature on insect herbivores. *Global Change Biology*, 8(1): 1–16. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2486.2002.00451.x>

14. **Baraud J., 1993-** Les Coléoptères Lucanoidea de l'Europe et du Nord de l'Afrique. *Bulletin mensuel de la Société Linnéenne de Lyon*, 62(2) : 42-64.
15. **Barbault R., 1981-** Ecologie des populations et des peuplements. Ed. Masson et Cie, Paris. 200 p.
16. **Bazile D., Pulvento A., Al-Nusairi M.S., Ba D., Breidy J. et al., 2016-** Worldwide Evaluations of Quinoa: Preliminary Results from Post International Year of Quinoa FAO Projects in Nine Countries. *Frontiers in plant science*, 850(7): 1-18.
17. **Bengouga K. & Ben Abba C.H., 2007-** Contribution à l'étude qualitative des pucerons (Homoptera, Aphididae) sur l'orge et la fève dans la région de Biskra. Mém. Ing. Université de Biskra, 71p.
18. **Benkhelil M.L., 1991-** Les techniques de récolte et de piégeage utilisées en entomologie terrestre. Ed. OPU, Alger, 66 p.
19. **Bessaoud O., Pellissier J.-P., Rolland J.-P., Khechimi W., 2019-** Rapport de synthèse sur l'agriculture en Algérie. [Rapport de recherche] CIHEAM-IAMM, 82p.
20. **Beugre N.I., Myao S.D., Allou K. & Dagnogo M., 2017-** Diversité de la faune d'insectes associée à la culture du cocotier à port-bouet, Côte d'Ivoire. *African Crop Science Journal*, 25(2) : 157 – 175.
21. **Bhargava A., Shukla S., & Ohri D., 2006-** Chenopodium quinoa—an Indian perspective. *Industrial crops and products*, 23(1): 73-87.
22. **Bigot L. & Bodot P., 1972-1973-** Contribution à l'étude biocénotique de la garrigue à *Quercus coccifera*. *Vie et Milieu*, 267p.
23. **Blondel J. Ferry C. & Frochot B., 1973-** Avifaune et végétation. Essai d'analyse de la diversité. *Alauda*, 41 (63-84).
24. **Blondel J., 1979-** Biogéographie et écologie-, Edit., Masson, France, n°4701, 173 p.
25. **Bois J.F., Winkel T., Lhomme J.P., Raffailac J.P. & Rocheteau A., 2006-** Response of some Andean cultivars of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) to temperature: Effects on germination, phenology, growth and freezing. *European Journal of Agronomy*, 25: 299–308.
26. **Bouguenna S., 2011-** Diagnostic écologique, mise en valeur et conservation des pineraies de *Pinus halepensis* de la région de Djerma (Nord-est du parc national de Belgma, Batma). Mémoire de Master, Université El Hadj Lakhdar-Batna, Algérie, 175 p.
27. **Bouras A., 2019-** Bioécologie de quelques espèces de lépidoptères en milieux agricoles sahariens (Cas des régions d'Ouargla et de Biskra). Thèse de Doctorat. Université Kasdi Merbah – Ouargla, 174p.

- 28. Bourbonnais G., 2013-** Directives pour la collection d'insectes et d'arthropodes. Identification des invertébrés terrestres. Département de biologie et de TBE Cégep de Sainte-Foy, Biologie 145-310-SF.
- 29. Brahmi K., Ferdjani B., Lahmar R., Ghourma R. & Harouz N., 2008-** Biodiversité de l'entomofaune dans le Sahara septentrionale. *3ème journées nationales sur la Protection des Végétaux, I.N.A.El Harrach*, p 96.
- 30. Bruno, M. C., 2006-** A morphological approach to documenting the domestication of *Chenopodium* in the Andes. *Documenting domestication: New genetic and archaeological paradigms*, 32-45.
- 31. Canaviri Paz P. R., 2021-** Fermented probiotic beverage based on quinoa: Functionality, hygiene, and health effects. [Doctoral Thesis (compilation), Department of Food Technology, Engineering and Nutrition]. Food Technology, Lund University.83pp.
- 32. CERCAM, 2014-** Fiche de synthèse, Quinoa, une culture à fort potentiel d'adaptation et de production pour le Maroc.
- 33. Chabane M., 2012-** Comment concilier changement climatique et développement agricole en Algérie ? », *Territoire en mouvement Revue de géographie et aménagement*, 14-15:73-91..
- 34. Chebbah M., 2007-** Lithostratigraphie, Sédimentologie et Modèles de Bassins des dépôts néogènes de la région de Biskra, de part et d'autre de l'Accident Sud Atlasique (Zibans, Algérie). Thèse de Doctorat en Géologie. Université Mentouri – Constantine, 479P.
- 35. Chennouf R., Guezoul O., Sekour M., Ababsa L., Ould EL hadj M.D. & Doumandji-Mitiche B., 2011-** Approche entomofaunistique dans trois milieux agricoles a Hassi Ben Abdellah (Ouargla). *Revue des Bio-Ressources*, 1 (2) : 27-35.
- 36. Choate P. M., 1999-** Introduction to the Identification of Beetles (Coleoptera). *Dichotomous Keys to Some Families of Florida Coleoptera*, 23-33.
- 37. Chouihet N., 2013-** Biodiversité des arthropodes notamment les insectes des oasis de la vallée du M'Zab (Ghardaia). Thèse de Magister. E.N.S.A. El Harrache , Alger. 280p.
- 38. Cornillon M., 2015-** Rôle des Arthropodes dans les Espaces Verts. Séminaire Serveur, Université François Rabelais, Tours, France.
- 39. Cruces L.M. & Callohuari Y., 2016-** Guide d'identification et de contrôle des principaux nuisibles qui affectent le quinoa dans la zone Andéenne. Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture Santiago, 92 p.
- 40. Cruces L., de la Peña E. & De Clercq P., 2020-** Insect diversity associated with quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) in three altitudinal production zones of Peru. *International Journal of Tropical Insect Science*, 40 : 955–968.
- 41. Cruces L., Peña E. D. L., & De Clercq P., 2020-** Seasonal phenology of the major insect pests of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) and their natural enemies in a traditional zone

and two new production zones of Peru. *Agriculture*, 10(12) : 644.
doi:10.3390/agriculture10120644

42. Da Cunha Veloso, A.M., 2016- Impacts de l'essor international du quinoa. Rapport de travail de Bachelor. Haute Ecole de Gestion (HEG), Genève, Suisse. 67p

43. Dajoz R., 1971- Précis d'écologie. Ed. Dunod, Paris, 434 p.

44. Dajoz R., 1982 - Précis d'écologie, Ed. Gauthier-Villars, Paris, 503p.

45. Dajoz R., 1985- Précis d'écologie. Ed. Dunod, Paris, 505p.

46. Dajoz R., 1996- Précis d'écologie. Ed. Dunod, Paris, 551p.

47. Deghiche- Diab N., Deghiche L. & Belhamra M., 2015- Inventory of Arthropods in an agro-ecosystem Ziban oasis, Ain Ben Naoui, Biskra, Algeria. *Journal of Entomology and Zoolody Studies*, 3(4) : 229-234.

48. Deghiche- Diab N., Francisco P. & Belhamra M., 2015- Entomofauna of Ziban oasis, Biskra, Algeria. *Journal of Insect Science*, 15(41) : 1-8.

49. Deghiche- Diab N., 2016- Etude de la biodiversité des arthropodes et des plantes spontanées dans l'agro-écosystème oasien. Thèse de Magister, Université de Biskra, 94p.

50. Deghiche- Diab N., 2021- Entomofaune des habitats humides, steppiques et phoenicicoles des Ziban : Approche structurale et fonctionnelle. Thèse de doctorat, 178p.

51. Deghiche- Diab N., Fraih A., Deghiche L & Tarai N., 2021- Biodiversity and Ecological of Arthropods associated to quinoa (*Quinopodium quinoa* Willd.) in Biskra region. *Munis Entomology & Zoology*, 16(1) : 427-434.

52. Deguine J-P, 2023- Lutte biologique et biocontrôle : un besoin de clarification. *Cahiers Agricultures*, 32: 11. <https://doi.org/10.1051/cagri/2023004>

53. Del Castillo C., Mahy G. & Winkel T., 2008- La quinoa en Bolivie : une culture ancestrale devenue culture de rente «bio-équitable ». *BASE*, 4(12) :1-12.

54. Delvare G., & Aberlenc H. P., 1989- Les insectes d'Afrique et d'Amérique tropicale: clés pour la reconnaissance des familles. Editions Quae.

55. Derolez B., Orczyk N., & Declercq S., 2014- Clé d'identification des coccinelles du Nord-Pas-de-Calais. *Groupe coccinelles Nord-Pas-de-Calais*. Version 4, 92p.

56. Dianzinga N.T., 2020- Diversité des communautés d'arthropodes et efficacité de la lutte biologique contre les insectes ravageurs. Thèse Doctorat, CIRAD - Université de La Réunion, 185p.

57. Dicke M., 2000- Chemical ecology of host-plant selection by herbivorous arthropods: a multitrophic perspective. *Biochemical Systematics and Ecology*, 28: 601-617.

- 58. Dilmi KH. & Marhoune S., 2019-** Effet de la salinité sur la Germination et la croissance de quelques variétés de Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) introduites et cultivées en Algérie. Mémoire de Master Académique, Sciences agronomique, M'sila, 73p.
- 59. Dini I., Tenore G. C., & Dini A., 2004-** Phenolic constituents of Kancolla seeds. *Food chemistry*, 84(2): 163-168.
- 60. Djouama K., Marniche F., Doumandji–Mitiche, B., & Doumandji, S. E., 2018-** Contribution to the knowledge of Chalcidoidea (Hymenoptera) of Biskra, Algeria. *Arxius de Miscel·lània Zoològica*, 16 : 221-242. <https://doi.org/10.32800/amz.2018.16.0221>.
- 61. Faci M., 2021-** Impact du changement climatique sur le cycle phénologique du palmier dattier (cas de Geglet Nour aux Ziban). Thèse de doctorat. Université de Biskra, 208p.
- 62. FAO, 2013-** Genebank Standards for Plant Genetic Resources for Food and Agriculture. Rome. 167 p.
- 63. FAO Food and Agriculture Organization of the United Nations, 2016-** FAOSTAT Database, FAO. (1 December 2016; www.fao.org/faostat).
- 64. FAO Food and Agriculture Organization of the United Nations, 2016-** L'Algérie et la FAO, un partenariat en faveur d'un développement agricole et rurale durable.
- 65. Faurie C., Ferra C. et Medori P, 1984-** Écologie. Éd. Baillière J. B., Paris.168p.
- 66. Francis F., 2003-** Interactions tritrophiques : étude du modèle Brassicaceae-Pucerons-Coccinelle prédatrice. Thèse de doctorat, Belgique, 280p.
- 67. Frontier S., 1983-** Stratégies d'échantillonnage en écologie. Ed. Masson, Paris, 494 p.
- 68. Fuentes, F., & Bhargava A., 2011-** Morphological analysis of quinoa germplasm grown under lowland desert conditions. *Journal of Agronomy and Crop Science*, 197(2), 124-134.
- 69. Fuentes-Bazan S, Mansion G & Borsch T., 2012-** Towards a species level tree of the globally diverse genus *Chenopodium* (Chenopodiaceae). Tome 62, 1 : 359-374.
- 70. Gagui F., 2012-** Faune aphidienne associée au milieu naturel dans la région de Biskra.Mémoire de Magister, Université de Biskra, 59 p.
- 71. Galwey N. W., 1992-**The potential of quinoa as a multi-purpose crop for agricultural diversification: a review. *Industrial crops and products*, 1(2-4): 101-106.
- 72. Gandarillas H., 1979b-**La quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) : Genética y origen. *In* Tapia M.E. et al., 2007, eds. La Quinua y la Kañiwa cultivos andinos. Bogota : CIID-IICA, 45-64.
- 73. Gandarillas A., Saravia R., Plata G., Quispe R. & Ortiz-Romero R., 2015-** Principle quinoa pests and diseases. Chapter 2.6. *in* FAO & CIRD. State of the art report of quinoa in the world in 2013, 192-215.
- 74. Gibbs A. G., Perkins M. C.,&Markow T. A., 2003-** No place to hide : microclimates of SonoranDesert Drosophila. *Journal of Thermal Biology*, 28(5): 353–362. [https://doi.org/10.1016/S0306-4565\(03\)00011-1](https://doi.org/10.1016/S0306-4565(03)00011-1)

- 75. Gillon Y, 1990-** Extinction et conservation des espèces d'insectes. *Les Cahiers d'Outre-Mer*, 43(172) : 375-391. ISSN 0373-5834
- 76. Giusti L., 1970-** El género *Chenopodium* en Argentina: I. Números de cromosomas. *Darwiniana*, 98-105.
- 77. Gobat J.M., Aragno M. & Matthey W., 2010-** Le sol vivant: bases de pédologie, biologie des sols. (Vol. 14). PPUR Presses polytechniques, 819p.
- 78. González J. A., Bruno M., Valoy M., & Prado F. E., 2011-** Genotypic variation of gas exchange parameters and leaf stable carbon and nitrogen isotopes in ten quinoa cultivars grown under drought. *Journal of agronomy and crop science*, 197(2): 81-93.
- 79. Goulet H. & Huber J. T., 1993-** Hymenoptera in the world : An identification guide to families. *Centre for Land and Biological Resources Research, Agriculture Canada, Ontario*, 680p.
- 80. Halimi C. W., 2011-** Etude bioécologique des Hyménoptères parasitoïdes des pucerons associés au milieu cultivé dans la région de Biskra. Mémoire de Magister, Université de Biskra, 80 p.
- 81. Halimi C. W., Laamari M & Goldarazena A, 2022-** A Preliminary Survey of Olive Grove in Biskra (Southeast Algeria) Reveals a High Diversity of Thrips and New Records. *Insects*, 13(5): 397. <https://doi.org/10.3390/insects13050397>
- 82. Harborne J.B., 1993-** Introduction to chemical ecology, 4ème édition, Academic press, London, 317 p.
- 83. Hemidi W., 2012-** Contribution à l'étude des Hyménoptères parasitoïdes associés aux pucerons des plantes ornementales: cas de la ville de Biskra. Mémoire de Magister, Université de Biskra, 85 p.
- 84. Hemidi W. & Laamari M., 2020-** Aphid's parasitoid fauna and their trophic associations in the oasis ecosystems of Zibans (Biskra, Algeria). *Egyptian Journal of Biological Pest Control* 30(1): 14. <https://doi.org/10.1186/s41938-020-0214-9>
- 85. Herbillon M., 2015-** Le quinoa: intérêt nutritionnel et perspectives pharmaceutiques. Thèse de doctorat, 126p.
- 86. Houamel S, 2013-** Etude bio-écologique des thrips inféodés aux cultures sous serres dans la région d'El-Ghrous (Biskra). Mémoire de magistère. Université du Biskra, 82p.
- 87. Jacobsen S. E., Monteros C., Christiansen J. L., Bravo L. A., Corcuera L. J., & Mujica, A., 2005-** Plant responses of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) to frost at various phenological stages. *European Journal of Agronomy*, 22(2): 131-139.
- 88. Jancurova M., Minarovicova L. & Dandar A., 2009-** Quinoa – a Review. *Czech J. Sci.*, 27: 71-79.
- 89. James L. E. A., 2009-** Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.): composition, chemistry, nutritional, and functional properties. *Advances in food and nutrition research*, 58: 1-31.

- 90. Kadereit G., Borsch T., Welsing K. & Freitag H., 2003-** Phylogeny of Amaranthaceae and Chenopodiaceae and the evolution of C4 photosynthesis. *International Journal of Plant Science*, 164: 959–986.
- 91. Koziol, M. J., 1992-**Chemical composition and nutritional evaluation of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Journal of food composition and analysis*, 5(1): 35-68.
- 92. Laamari M., 2004-** Etude éco-biologique des pucerons des cultures dans quelques localités de l'Est Algérien (Doctoral dissertation, Thèse Doctorat, Institut National d'Agronomie, Alger, Algérie),204p.
- 93. Laamari M., & Hebbel S., 2006-** Les principaux insectes ravageurs de la fève dans une région de Biskra. *Recherche Agronomique*, 18 :72-78.
- 94. Laamari M., & Houamel S., 2015-** Première observation de Thrips tabaci et de Frankliniella occidentalis sur les cultures sous serre en Algérie. *EPPO Bulletin*, 45(2) : 205-206.
- 95. Laamari M., Jousselin E., & d'Acier A. C., 2010-** Assessment of aphid diversity (Hemiptera: Aphididae) in Algeria: A fourteen-year investigation. *Entomologie faunistique-Faunistic entomology*, 62(2) : 73-87.
- 96. Larkem I., Benchikha N., Domandji S., & Domandji M. B., 2017-** Inventory of arthropods on *Sesbania acuelata* in the Algerian Sahara and quantification of phenolic compounds by HPLC. *Journal of Fundamental and Applied Sciences*, 9(3) : 1569-1584.
- 97. Latendresse C., 2004-** Caractérisation des réseaux trophiques des agroécosystèmes à l'aide des traceurs isotopiques du carbone et de l'azote. Mémoire, Université du Québec, 137p.
- 98. Lebon A., 2014-** La compensation dans les interactions plantes-insectes : modélisation, simulation et expérimentation. Thèse de Doctorat. Université Montpellier, 239 p.
- 99. Lebonvallet S., 2008-**Implantation du quinoa et simulation de sa culture sur l'altiplano bolivien. Life Sciences [q-bio]. AgroParisTech. English. These of doctorate, 235p.
- 100. Leraut, P., 2003-** Le guide entomologique: Delachaux et Niestlé, 523p.
- 101. Little C., Buchvaldt Amby C. D. & Andreasen C., 2021-** "Un examen des maladies de *Chenopodium quinoa* (Willd.),Une perspective mise à jour". *Plants*, 10 (6) : 12-28.
- 102. Lucas Ph., 2007-** Le concept de la protection intégrée des cultures. *Innovations Agronomiques*, 1 : 15-21.
- 103. Maliro M. F. A., & Guwela V., 2015-** Quinoa Breeding in Africa: History, Goals, and Progress Quinoa: Improvement and Sustainable Production (pp. 161-172): John Wiley & Sons, Inc. <http://dx.doi.org/10.1002/9781118628041.ch9>
- 104. Meddad-Hamza A., 2017-** Stratégie d'Echantillonnage en Ecologie. Rapport d'expertise du cours intitulé Stratégie d'échantillonnage en écologie. Département de Biologie, Faculté des Sciences, Université Badji Mokhtar, 34p.

- 105. Milau Fils Kifukieto C., Kachaka C., Aloni J. & Francis F., 2016-** Contribution à l'étude de la faune associée à la décomposition du bois (Isoptera et Haplotaxida) à Bombo-Lumene au plateau des Batékés (RDC). *Entomologie Faunistique*, 69 : 37-44.
- 106. Mori B. A., Dutcheshen C. & Wist T. J., 2017-** *Scrobipalpa atriplicella* (Lepidoptera : Gelechiidae), an invasive insect attacking quinoa (Amaranthaceae) in North America. *Canadian Entomologist*, 149 : 534-539.
- 107. Moussi A., 2012-** Analyse systématique et étude bioécologique de la faune des acridiens (Orthoptera, Acridomorpha) de la région de Biskra. these doctorat, 112p.
- 108. Mujica A., & Canahua A., 1989-** Fases fenológicas del cultivo de la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Curso Taller, Fenología de cultivos andinos y uso de la información agrometeorológica*. Salcedo, 7-10.
- 109. Mujica-sanchez A., Jacobsen S., Izquierdo J. & Marathee J., 2001-** Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.): ancestral cultivo andino, alimento del presente y del futuro. *Santiago: FAO*.
- 110. Nageleisen L.M. & Bouget C., 2009-** L'étude des insectes en forêt : méthodes et techniques, éléments essentiels pour une standardisation. Synthèse des réflexions menées par le groupe de travail « Inventaires Entomologiques en Forêt » (Inv.Ent.For.) . Les dossiers forestiers n°19. Office national des forêts, 144p.
- 111. Nentwig W., Bacher S., et Brandl R., 2007-** Ecologie : Manuel de synthèse. Ed. Vuibert, Paris, 292 p.
- 112. Nickel J., Pio Spanier L., Botelho F.T., Gularte M.A. & Helbig E., 2016-** Effect of different types of processing on the total phenolic compound content, antioxidant capacity, and saponin content of *Chenopodium quinoa* Willd grains. *Food Chemistry*, 209: 139-143.
- 113. Ng S. C., Anderson A., Coker J., & Ondrus M., 2007-** Characterization of lipid oxidation products in quinoa (*Chenopodium quinoa*). *Food Chemistry*, 101(1): 185-192.
- 114. Orsini F., Accorsi M., Gianquinto G., Dinelli G., Antognoni F., Carrasco K.B.R., Martinez E.A., Alnayef M., Marotti I., Bosi S., et coll, 2011-** Au-delà de la réponse ionique et osmotique à la salinité chez *Chenopodium quinoa* : éléments fonctionnels d'un halophytisme réussi. *Fonction Végétale et Biologique*, 38 : 818–831.
- 115. Peuch R. & Coves H., 2010-** La biodiversité d'un champ de framboisier : Les arthropodes du framboisier. Association Départementale pour l'Information et le Développement Agricole (ADIDA). ZI cana-Rue Jules Bouchet-19100 Brive, 61 p.
- 116. Porter J., Parry M., & Carter T., 1991-** The potential effects of climatic change on agricultural insect pests. *Agricultural and Forest Meteorology*, 57(1-3): 221–240. [https://doi.org/10.1016/0168-1923\(91\)90088-8](https://doi.org/10.1016/0168-1923(91)90088-8)
- 117. Prego I., Maldonado S., & Otegui M., 1998-** Seed structure and localization of reserves in *Chenopodium quinoa*. *Annals of Botany*, 82(4):481-488.

- 118. Price P.W., Bouton C.E., Gross P., McPheron B.A., Thompson J.N. & Weis A.E., 1981.** *Annu. Rev Ecol. Sys.*, 11: 41-65. In : **Poppy G.M., 1997-** Tritrophic interactions : improving ecological understanding and biological control ? *Endeavour* , 21: 61-65.
- 119. Rahmouni M., 2020-** Lutte biologique par l'utilisation de la coccinelle *Coccinella algerica* Kovar, 1977, issues d'élevage dans les conditions contrôlées. Contribution à l'évaluation de son efficacité contre les pucerons de la culture des solanacées sous serre à Biskra (Doctoral dissertation, Université de Batna 2), 101p.
- 120. Ramade F., 1984-**Eléments d'écologie- Ecologie fondamentale. Ed. Mc GrawHill, Paris, 397 p.
- 121. Ramade F. 2003.** Eléments d'écologie. Ecologie fondamentale. 3èmed. Dunod, Paris, 690 p.
- 122. Rasmussen C., Lagnaoui A., & Esbjerg P., 2003-** Advances in the knowledge of quinoa pests. *Food reviews international*, 19(1-2): 61-75.
- 123. Ravussin P.A., 1983-** Les oiseaux: indicateurs de la qualité de notre environnement. *Bull. Murithienne*, 100: 45-57.
- 124. Razi S., 2016-** Etude éco-biologique des thrips de la région de Biskra. Thèse de Doctorat. Université Mohamed Kheider. Biskra, 145p.
- 125. Rechid R., 2011-** Les thrips dans la région de Biskra: biodiversité et importance dans un champ de fève. Mémoire de magistère, Université de Biskra, 77p.
- 126. Regnier B, 2023-** Modélisation du taux de développement d'insectes ravageurs des cultures face au réchauffement climatique : le cas des foreurs de tige du maïs. Thèse de doctorat de l'université Paris-Saclay ,166p.
- 127. Remini L., 2007 –** Etude faunistique, en particulier l'entomofaune de parc zoologique de Ben-Aknoun. Thèse de Magister, Institut national d'agronomie., El Harrach, 200 p.
- 128. Restrepo L. A. M., Vianchá L. M., & Ballesteros J. P., 2005-** Análisis de variables estratégicas para la conformación de una cadena productiva de quinua en Colombia. *INNOVAR. Revista de Ciencias Administrativas y Sociales*, 15(25) :103-119.
- 129. Riba G. & Silvy C., 1989-** Combattre les ravageurs des cultures enjeux et perspectives, INRA, Paris 390p.
- 130. Rojas W., Pinto M., Alanoca C., Gomez Pando L., Leon-Lobos P., Alercia A., Diulgheroff S., Padulosi S., Bazile D., 2015-** Quinoa genetic resources and ex situ conservation. In: Bazile, D., et al. (Eds.), State of the Art Report on Quinoa Around the World in 2013. FAO & CIRAD, Rome, pp. 56–82. <http://www.fao.org/3/a-i4042e.pdf>
- 131. Ruales, J. & Nair B. M., 1992-** Nutritional quality of the protein in quinoa (*Chenopodium quinoa*, Willd) seeds. *Plant Foods for Human Nutrition*, 42(1) : 1-11.
- 132. Ruiz K.B., Biondi S., Osés R., Acuña-Rodríguez I.S., Antognoni F., Martínez-Mosqueira E.A., Coulibaly A., Canahua-Murillo A., Pinto M., Zurita-Silva A., Bazile D., Jacobsen S.E. & Molina-Montenegro M. A., 2014-** Quinoa biodiversity and sustainability

for food security under climate change. A review. *Agronomy for Sustainable Development*, 34 : 349–359.

133. Saharaoui L., 2017- Les coccinelles algériennes (Coleoptera. Coccinellidae), analyse faunistique et structure des communautés. Thèse Doctorat. Université Paul. Sabatier. Toulouse – France, 187 p.

134. Saharaoui L., Gourreau J.M. & Iperti G., 2001- Étude de quelques paramètres bioécologiques des coccinelles aphidiphages d'Algérie (Coleoptera. Coccinellidae). *Bulletin de la Société Zoologique de France*, 126 (4): 351-373.

135. San Martín R., Ndjoko K., & Hostettmann K., 2008- Novel molluscicide against *Pomacea canaliculata* based on quinoa (*Chenopodium quinoa*) saponins. *Crop Protection*, 27(3-5): 310-319.

136. Sarthou J. P., Sarthou V., Speight M. C., Garrigue D. L., Tissot B., & Vanappelghem C., 2021- Les cahiers scientifiques du Conservatoire d'espaces naturels des Hauts-de-France, 60p.

137. Seghir H., Tarai N. & Tahar-Chaouche S., 2022- Diversity of hymenopteran families associated to quinoa crop in Algeria (case of Biskra province). *Acta agriculturae Slovenica*, 118(4) : 1-8.

138. Selmane M., 2015- Etude de la variation saisonnière de la pédofaune (macrofaune) sous palmeraie dans la région sud est algérienne (Oued Souf). Thèse de Doctorat. Université Badji Mokhtar - Annaba ,140 p.

139. Skendžić S., Zovko M., Živković I. P., Lešić V., & Lemić D., 2021- The impact of climate change on agricultural insect pests. *Insects*, 12(5): 1-30. <https://doi.org/10.3390/insects12050440>

140. Sokame B. M., Malusi P., Subramanian S., Kilalo D. C., Juma G., & Calatayud P.-A., 2021- Do the invasive Fall Armyworm, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera : Noctuidae), and the maize lepidopteran stemborers compete when sharing the same food? *Phytoparasitica*, 50(1): 01-14. <https://doi.org/10.1007/s12600-021-00952-6>

141. Sokame B. M., Tonnang H. E. Z., Subramanian S., Bruce A. Y., Dubois T., Ekesi S. & Calatayud P.-A., 2021- A system dynamics model for pests and natural enemies interactions. *Scientific Reports*, 11(1): 01-14. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-79553-y>

142. Souttou k. , Choukri K. , Sekour M. , Guezoul O. , Ababsa L. & Doumandji S., 2015- Ecologie des arthropodes en zone reboisée de Pin d'Alep dans une région présaharienne à Chbika (Djlefa, Algérie). *Entomologie Faunistique – Faunistic Entomology* , 68 : 159-172.

143. Spit J., Badisco L., Verlinden H., Van Wielendaele P., Zels S., Dillen S., & Vanden Broeck J., 2012- Peptidergic control of food intake and digestion in insects. *Canadian Journal of Zoology*, 90 : 489-506

144. Tahar Chaouche S., 2011- Etude bioécologique des hyménoptères parasitoïdes des pucerons associés au milieu naturel dans la région de Biskra. Mémoire de Magister, Université de Biskra, 54 p.

- 145. Tahar Chaouche S., 2018-** Etude de la biodiversité des Hyménoptères parasitoïdes des pucerons en milieu naturel dans la région de Biskra. Thèse de doctorat. Université de Biskra, 84p.
- 146. Tahar- Chaouche S , Laamari M., 2015.-** [Aphid parasitoid species \(Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae\) and their associations in Biskra province, Algeria](#) . *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 3 (2): 179-184.
- 147. Tapia M.E., , Gandarillas H., Alandia S., Cardozo A., Mujica A., Ortiz R., Otazu V., Rea J., Salas B. & Zanabria E., 1979-** La quinua y la kañiwa : Cultivos Andinos. Serie Libros Materiales Educativos 49. Bogota : IICA, CIID.
- 148. Theunis L., 2008 -** Structure des assemblages de fourmis dans une forêt naturellement fragmentée du Chaco humide argentin. Thèse Doc. scien. biol. Univ. Libre de Bruxelles, Belgique, 159 p.
- 149. Thomson L. J., Macfadyen S. & Hoffmann A. A., 2010-** Predicting the effects of climate change on natural enemies of agricultural pests. *Biological Control*, 52(3): 296–306. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2009.01.022>
- 150. Tolman T., & Lewington R., 2010-** Guide des papillons d'Europe et d'Afrique du Nord: 440 espèces illustrées en 2.000 dessins en couleurs. Delachaux et Niestlé.
- 151. Turnock W. J., & Fields P. G., 2005-** Winter climates and coldhardiness in terrestrial insects. *European Journal of Entomology*, 102(4), 561-576
- 152. Valoy M. E., Bruno M. A., Prado F. E., & González J. A., 2011-** Insectos asociados a un cultivo de quinoa en Amaicha del Valle, Tucumán, Argentina. *Acta zoológica lilloana*, 55 (1): 16–22.
- 153. Valoy M., Reguilon C. & Podazza G., 2015-** The potential of using natural enemies and chemical compounds in quinoa for biological control of insecte pests. *Quinoa : Improvement and sustainable production*, First Edition, 63-86.
- 154. Vet L.E.M. & Dicke M., 1992-** Ecology of infochemical use by natural enemies in a tritrophic context. *Annual Review Entomology*, 37 : 141-172.
- 155. Viera Da Silva J., 1979-** Introduction à la théorie écologique. Ed. Masson, collection d'écologie. Paris, 112 p.
- 156. Villenave J., 2006-** Étude de la bio-écologie des névroptères dans une perspective de lutte biologique par conservation. *Université d'Angers*, France, 242p. ffNNT : ff.fttel-00198786f
- 157. Wamuini Lunkayilakio S., Vreven E., Vandewalle P., Mutambue S. & Snoeks J, 2010-** Contribution à la connaissance de l'ichtyofaune de l'Inkisi au Bas-Congo (RD du Congo). *Cybium*, 34(1): 83-91.
- 158. WFO, 2023-** *Chenopodium quinoa* Willd. Publié sur Internet ; <http://www.wordfloraonline.org/taxon/wfo-0000601712>. Consulté le : 13 Mars 2023.

- 159. Wilson H.D., 1988b-** Quinoa biosystematics I: Domesticated populations. *Economic Botany*, 42(4): 461-477.
- 160. Yabar E., Gianoli E. & Echeagaray E.R., 2002-** Insect pests and natural enemies in two varieties of quinoa (*Chenopodium quinoa*) at Cusco, Peru. *Journal of Applied Entomology*, 126: 275-280.
- 161. Zou C, Chen A, Xiao L, Muller HM, Ache P, Haberer G, Zhang M, Jia W, Deng P, Huang R, Lang D, Li F, Zhan D, Wu X, Zhang H, Bohm J, Liu R, Shabala S, Hedrich R, Zhu JK, Zhang H, 2017-** A high-quality genome assembly of quinoa provides insights into the molecular basis of salt bladder-based salinity tolerance and the exceptional nutritional value. *CellOLAR Research*, 27:1327-1340. doi:10.1038/cr.2017.124
- 162. Zouaoui S. A., 2019-** Contribution à l'étude phénologique et caractérisation phytochimique pour une évaluation des activités biologiques du *Chénopodium quinoa* Wild dans les régions semi arides (cas de l'Algérie occidentale). Thèse de doctorat. Univer. djillali liabes de Sidi Bel Abbes, 131p.

Résumé

En Algérie, plusieurs travaux ont étudié le quinoa mais peu qui ont ciblé la diversité de l'entomofaune associée à cette culture. Cette étude est un inventaire de la biodiversité des insectes associés au quinoa dans la région d'El-Outaya (Biskra) durant deux campagnes 2017-2018 et 2018-2019. Le recensement a révélé une richesse de 422 espèces d'insectes. Ces spécimens appartenant à 110 familles et 11 ordres. L'ordre des Hyménoptères prédomine avec 166 espèces réparties en 39 familles. Les captures des deux types de pièges ont montré que la diversité maximale d'entomofaune est observée durant le printemps et en automne. L'analyse de l'évolution spatio-temporelle des insectes indique la présence régulière des espèces des Hyménoptères, des Hémiptère dans la parcelle de quinoa durant les deux campagnes d'étude. Le calcul des indices écologiques de composition a révélé une diversité spécifique (α) élevée de 422 espèces et les résultats des abondances relatives (AR %) montrent que l'ordre des Hyménoptères est le plus abondant durant les deux campagnes. La gamme des espèces accidentelles et accessoires est majoritaire et les espèces constantes sont minoritaires. Les valeurs calculées de H' ont révélé que les ordres trouvés sont diversifiés en espèces et les résultats des indices de l'équitabilité (E) de chaque ordre ont assuré que les espèces de chaque ordre capturées sont en équilibre entre elles dans la parcelle de quinoa prospectée. L'analyse de régime alimentaire des insectes piégés montre que les parasitoïdes et les prédateurs sont plus dominants que les espèces phytophages. L'analyse qualitative des résultats indique que le réseau trophique bâti entre le quinoa et les insectes présente est indemne des principaux ravageurs redoutables mais les risques des ravageurs modérés comme le thrips *Frankliniella occidentalis* et le puceron *Macrosiphum euphorbiae*, sont sérieux. Le calcul de l'indice de bio-contrôle (IB) confirme l'état d'équilibre entre les insectes antagonistes dans la parcelle d'étude.

Mots clés : Biodiversité, entomofaune, quinoa, indice de bio-contrôle, antagonistes, Biskra.

Abstract

In Algeria, several studies have been carried out on quinoa, but few have focused on the diversity of the entomofauna associated with this crop. This study is an inventory of the biodiversity of insects associated with quinoa in the region of El-Outaya (Biskra) during two campaigns 2017-2018 and 2018-2019. The census revealed a richness of 422 insect species. These specimens belong to 110 families and 11 orders. The Hymenoptera order predominated, with 166 species divided into 39 families. Catches from the two types of trap showed that the maximum diversity of entomofauna is observed in spring and autumn. Analysis of the spatio-temporal evolution of the insects indicates the regular presence of Hymenoptera and Hemiptera species in the quinoa plot during the two study periods. Calculation of the ecological composition indices revealed a high specific diversity (α) of 422 species and the results of the relative abundances (AR %) show that the order Hymenoptera was the most abundant during the two field campaigns. The ranges of accidental and accessory species were in the majority and the constant species were in the minority. The calculated values of H' revealed that the orders found are diverse in species and the results of the equitability indices (E) of each order ensured that the species of each order captured are in balance with each other in the quinoa plot surveyed. Analysis of the diet of the insects trapped showed that parasitoids and predators species were more dominant than phytophagous specimens. Qualitative analysis of the results indicates that the food web built up between the quinoa and the present insects was free of the main pests, but the risks of moderate pests such as *Frankliniella occidentalis* thrips species and *Macrosiphum euphorbiae* aphid species are serious. Calculation of the bio-control index (IB) confirms the equilibrium state between the insect antagonists in the study plot.

Key words: Biodiversity, entomofauna, quinoa, bio-control index, antagonists, Biskra.

الملخص

في الجزائر ، تم إجراء العديد من الدراسات حول الكينوا، لكن القليل منها ركز على تنوع الكائنات الحية المرتبطة بهذا المحصول. هذه الدراسة حصر للتنوع البيولوجي للحشرات المصاحبة للكينوا في منطقة الوطاية (بسكرة) خلال موسمين 2018-2017 و 2019-2018. كشف الإحصاء عن ثراء 422 نوعًا من الحشرات. تنتمي هذه العينات إلى 110 عائلة و 11 رتبة. سادت رتبة غشائيات الأجنحة، حيث تم تقسيم 166 نوعًا إلى 39 عائلة. وأظهر المصيد من نوعي المصائد أن أقصى تنوع للحشرات يتم ملاحظته في الربيع والخريف. يشير تحليل التطور المكاني والزمني للحشرات إلى الوجود المنتظم لرتبة Hymenoptera و Hemiptera في حقْل الكينوا خلال فترتي الدراسة. كشف حساب مؤشرات التركيب البيئي عن تنوع نوعي عالٍ (α) بـ 422 نوعًا ونتائج الوفرة النسبية (%AR) تظهر أن رتبة غشائيات الأجنحة كانت الأكثر وفرة خلال الحملتين الميدانيتين. مجموعة الأنواع العرضية والإضافية هي الأغلبية والأنواع الثابتة هي الأقلية. كشفت القيم المحسوبة لـ H' أن الرتب التي تم العثور عليها متنوعة في الأنواع وأن نتائج مؤشرات المساواة (E) لكل ترتيب تضمن أن الأنواع من كل ترتيب تم التقاطها متوازنة مع بعضها البعض في حقْل الكينوا الذي تم مسحه. أظهر تحليل النظام الغذائي للحشرات أن أنواع الطفيليات و المفترسات كانت أكثر انتشارًا من آكلات النباتات. يشير التحليل النوعي للنتائج إلى أن الشبكة الغذائية المتكونة بين الكينوا والحشرات الحالية خالية من الآفات الرئيسية ، لكن مخاطر الآفات المعتدلة مثل أنواع *Frankliniella occidentalis* تريبس وأنواع *Macrosiphum euphorbiae* المن خطيرة. يؤكد حساب مؤشر المكافحة الحيوية (IB) حالة التوازن بين أعداد الحشرات في مخطط الدراسة.

الكلمات المفتاحية: التنوع البيولوجي، الحيوانات الحشرية، الكينوا، مؤشر المكافحة الحيوية، الأضداد، بسكرة.

Annexes

Hyménoptères



Hémiptères



Lépidoptères



Diptères/ Orthopère



Coléoptères



esp.: *Coniocleonus excoriatus*
F/: curculionidae



F/:Curculionidae
Esp: Aulacobaris
sp.



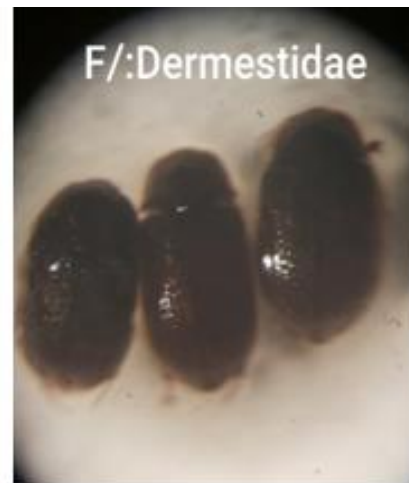
Psilothrix
F/: Melyridae



Adalia decempunctata



Philonthus Staphylinidae



F/:Dermestidae



F/: Chrysomelidae
S/F: Cassidinae



F/: Melyridae
S/F: Dasytinae
G/: Aplocnemus sp.



F/:Cryptophagidae
S/F: Cryptophaginae 1
S/F: Atomarinae 2



S/F: Aleocharinae