

UNIVERSITE BLIDA 1
FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE
DEPARTEMENT DE BIOTECHNOLOGIE

THÈSE DE DOCTORAT LMD

Spécialité: Biotechnologie végétale et agro-alimentaire

BIOECOLOGIE DE LA MINEUSE DE LA TOMATE *Tuta absoluta* ET
RECHERCHE DE METHODES DE LUTTE

par

Dahmane ALILI

Devant le jury composé de:

S. A. SNOUSSI	Professeur, U. de Blida 1	Président
A. GUENDOOUZ-BENRIMA	Professeur, U. de Blida 1	Promotrice
S. DOUMANDJI	Professeur, ENSA d'El Harrach	Co-promoteur
F. BOUNACEUR	Maître de conférences (A), U. de Tiaret	Examineur
Z. DJAZOULI	Professeur, U. de Blida 1	Examineur

Blida, janvier 2016

RESUME

La comparaison entre les infestations dans la serre munie d'Insect-Proof et celles de la serre des pratiques locales montre l'efficacité de ce filet puisque les attaques par *Tuta absoluta* sont toujours plus élevées dans la serre à pratiques locales. La valeur de l'infestation la plus élevée est égale à 79,88% enregistrée dans la serre à pratiques locales contre seulement 58,50% dans la serre Insect-Proof. La comparaison du zéro de développement de *Tuta absoluta* par les différentes températures étudiées permet de mettre en évidence l'existence d'éventuelles erreurs commises lors de l'expérimentation pour tenter de réduire l'impact des celles-ci. Le zéro de développement enregistré est de 9,2 °C.

Les captures par les pièges Delta placé à l'entrée de la serre munie d'un filet Insect Proof montre l'existence de 8 générations pendant la période allant du 01 décembre 2012 au 26 mai 2013. La première génération est enregistrée du 20 décembre 2012 au 07 janvier 2013, et la huitième du 19 au 26 mai 2013. Une huitième génération potentiel est à signaler.

Le nombre d'adultes de *Tuta absoluta* capturés par les pièges Delta placés dans la serre des pratiques locales est plus important que celui trouvé dans la serre munie d'Insect Proof. Les valeurs les plus élevées sont notées du 28/04 au 06/05/2013 avec 492 individus. Par contre dans la serre munie de filet Insect Proof le nombre maximum est enregistré est de 328 individus capturés durant la période allant du 22/04 au 29/04/2013. La valeur de F calculée étant égale à 0,012 montre qu'il existe une différence significative entre le taux d'infestation dans la serre munie d'Insect-Proof et celui de la serre à pratiques locales avec un intervalle de confiance à 95%

La comparaison du nombre des papillons capturés par le piège Delta entre la serre à pratique locale et en plein champ à Fouka marine montre des valeurs très différentes puisque 9.281 mâles sont capturés en plein champ contre 5.180 individus sous-serre. Le maximum est enregistré en plein champs du 22/04 au 29/04/2013 avec 948 individus. A la même période seulement 535 individus sont capturés sous-serre. La valeur de F calculée étant égale à 0,006 montre qu'il n'existe pas une différence significative entre les captures réalisées dans la serre à pratiques locales et celles faites en plein champ avec un intervalle de confiance à 95%.

La faune sympatrique à *Tuta absoluta* est étudiée grâce aux piégeages avec des pot Barber dans la serre protégée par Insect Proof en janvier 2013. Ceci a permis de recenser 30 espèces. Parmi ces espèces, *Tetramorium biskrensis* Formicidae (AR% = 35,28%) est l'espèce qui apparaît la plus fréquente. Elle est suivie par Entomobryidae

sp. indéterminé. (AR % = 21,23 %). ensuite par *Neanuridae* sp. indéterminé. (AR% = 17,19 %). Les autres espèces sont faiblement à moyennement représentées ($0,15 \% \leq \text{AR} \% \leq 12,11 \%$).

Le piégeage des arthropodes par la méthode des assiettes jaunes placées sous serre protégée par le filet a permis la capture de 68 espèces réparties entre différents ordres. Parmi les espèces les plus abondantes il y a Aphidae sp (A.R. % = 20,90 %). Les résultats des analyses microbiologiques des douze excréments de *Tuta absoluta* montrent que la valeur logarithmique de la flore mésophile aérobie totale (FMAT) est importante soit de l'ordre de 12,97. D'après nos résultats le nombre de coliformes totaux varie entre 07,44 et 11,59 Log UFC/mL. La flore dominante, constituée par les coliformes totaux, est essentiellement représentée par les coliformes fécaux dont le nombre varie entre 06,37 et 10,30 Log UFC/mL.

L'extraction de l'huile essentielle de *Syzygium aromaticum* a été faite par hydrodistillation à l'échelle de laboratoire, a donné un rendement satisfaisant.

Les résultats d'analyses microbiologiques ont révélé que l'huile essentielle de clou de girofle (*Syzygium aromaticum*) présente *in vitro* une activité modérément inhibitrice à l'égard de toutes les bactéries étudiées: *Bacillus thuringiensis*, *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Proteus vulgaris*, *Klebsiella pneumoniae*.

Les résultats de la concentration minimale bactéricide CMB et la concentration minimale fongicide CMF montre un fort effet bactéricide (CMB <0,03%) (fongicide : CMF<0,015%) pour la majorité des souches étudiées à l'exception de *Bacillus thuringiensis* (CMB >2%), *Staphylococcus aureus* (CMB=2%) et *Pseudomonas aeruginosa* (CMB=0,06%). Pour ce qui est du taux de mortalité des larves infestées avec différentes doses de *Beauveria bassiana* ATCC74040 soit: I1=10⁸ spores/mL, I2= 10⁷ spores/ mL et I3= 10⁶ spores/ mL, on remarque qu'une infestation avec un inoculum standard égal à I1= 10⁸ spores /mL provoque 100 % de mortalité des individus et ceci au 7ème jour d'incubation, alors que le même pourcentage de mortalité est observé lorsque les larves subissent un traitement constitué de 1 mL d'huile essentielle associé à I1. Cette combinaison a provoqué 100 % de mortalité des individus au 5ème jour d'incubation.

Mots-clés: *Tuta absoluta*, filet Insect-Proof, Pot Barber, assiette jaune, huiles essentielles, micro-organismes entomopathogènes.

Abstract

The comparison between infestations in the greenhouse fitted with insect-Proof and greenhouse of local practice show efficiency of this net since attacks by *Tuta absoluta* are always higher in the greenhouse with local practice. The higher value of infestation is equal to 79.88% recorded in greenhouse with local practices against only 58.50% in greenhouse fitted with insect-proof. The comparison of development zero of *Tuta absoluta* by different temperatures studied, allows highlighting, existence of possible errors made during experiment to try reducing impact of those ones. The development zero recorded is of 9.2°C.

Captures by Delta traps placed at the entrance of the greenhouse fitted of insect-Proof net, show existence of 8 generations during period going from 1st December 2012 to 7 January 2013, the first generation is recorded on 20 December 2012 to 7th January 2013 and the 8th from 19 may to 26 may 2013. A 8th potential generation is to be noted.

Adult's number of *Tuta absoluta* captured by Delta traps placed in greenhouse with local practices is more important than one found in greenhouse fitted by insect-proof. Higher values are noted from 28/04 to 06/05/2013 with 492 individuals. By contrast, in greenhouse fitted of insect-Proof, the maximum number recorded is of 328 individuals captured during period going from 22 April to 29 April 2013. Value of F calculated is equal to 0.012 shows that there is a significant difference between infestation's rate in greenhouse fitted of insect-Prof and the one of greenhouse of local practices with confidence interval of 95%

The number's comparison of butterflies captured in Delta traps between greenhouse of local practice in full field at Fouka Marine shows very different values, since 9.281 males have been captured in full field against 5.180 individuals in greenhouse. The maximum is recorded in full field from 22 April to 29 April 2013 with 948 individuals. At the same period, only 535 individuals were captured in greenhouse. Value of F calculated is equal to 0.006 shows that there is no significant difference between captures realised in greenhouse of local practices and the ones made in full field with confidence interval of 95%.

Sympatric fauna to *Tuta absoluta* is studied thanks to trapping with Barber pot in greenhouse protected par Insect-Proof in January 2013. That is allowed inventorying 30 species. Among these species, *Tetramorium biskrensis* Formicidae

(AR%= 35.28%) is a specie which appears the most frequent. It is followed by Entomobryidae sp. indét. (AR % = 21.23 %). then by *Neanuridae* sp. indét. (AR% = 17.19 %). Other species are low-medium represented ($0.15 \% \leq \text{AR \%} \leq 12.11 \%$). Trapping of arthropods by method of yellow plates placed in greenhouse protected by net, allowed capture of 68 species spread between different orders. Among species the most abundant, there is Aphidae sp (A.R. % = 20.90 %). Results of microbiological analyses of twelve excrements of *Tuta absoluta* show that logarithmical value of the total aerobic mesophilic flora (TAMF) is important either of order of 12.97. According to our results, the total number of coliforms varies between 07.44 et 11.59 Log CFU/mL. The dominant flora, constituted by the total coliforms is essentially represented by faecal coliforms where number varies between 06.37 and 10.30 Log CFU/MI. Extraction of essential oil from *Syzygium aromaticum* has been made by hydro-distillation at laboratory scale, gave a satisfactory yield. Results of microbiological analyses revealed that essential oil of clove (*Syzygium aromaticum*) presents moderately in vitro an inhibitory activity regarding all bacteria studied *Bacillus thuringiensis*, *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Proteus vulgaris*, *Klebsiella pneumoniae*.

Results of minimal bactericidal concentration MBC and minimal fungicide concentration MFC shows a strong bactericidal effect (MBC <0.03%) fungicide: CMF <0.015%) for the majority of strains studied except CMF <0.015%). As for mortality rate of larvae infested with different doses of *Beauveria bassiana* ATCC74040 either: I1=10⁸ spores/mL, I2= 10⁷ spores/ mL et I3= 10⁶ spores/ mL, we note that an infestation with a standard inoculum equal to I1= 10⁸ spores /mL provokes 100% of mortality of individuals and that to the 7th day of incubation while the same percentage of mortality is observed when larvae undergo a treatment constituted of 1MI of essential oil associated to I1. This combination caused 100% of mortality of individuals at the 5th day of incubation.

Keys words: *Tuta absoluta*, net, insect-Proof, yellow plates, essential oils, micro-organisms enthomopathogenic.

ملخص

تظهر المقارنة بين الإصابات في المستنبت الزجاجي المجهز بمضاد الحشرات والمستنبت الموجود في التجارب الموضوعية، فعالية هذا الخويط لأن هجمات *Tutaabsoluta* تكون دائما مرتفعة في المستنبتات الزجاجية للتجارب الموضوعية. تساوي قيمة الإصابة الأكثر ارتفاعا 79,88%، المسجلة في المستنبت الزجاجي للتجارب الموضوعية، مقابل 58,50% فقط في المستنبت الزجاجي المجهز بمضاد الحشرات. تسمح مقارنة التطور الصفر لـ *Tutaabsoluta*، عن طريق مختلف درجات الحرارة المدروسة، بتوضيح وجود أخطاء محتملة تحدث عند التجريب لمحاولة تخفيض تأثيرها. تكون درجة حرارة التطور الصفر المسجل 9,2°م.

يظهر الاجتذاب، عن طريق مصادد دالتا الموضوعية على مدخل المستنبت الزجاجي المجهز بخويط مضاد الحشرات، وجود 8 أجيال خلال الفترة الممتدة من 01 ديسمبر 2012 إلى غاية 26 ماي 2013. يتم تسجيل الجيل الأول من 20 ديسمبر 2012 إلى 07 جانفي 2013، والجيل الثامن من 19 إلى 26 ماي 2013. كما تمت الإشارة للجيل الثامن.

تكون أعداد *Tutaabsoluta* البالغة، المأخوذة عن طريق مصادد دالتا الموضوعية في المستنبت الزجاجي للتجارب الموضوعية، أكثر أهمية من تلك المأخوذة من المستنبت الزجاجي المجهز بمضاد الحشرات. يتم تسجيل القيمات الأكثر ارتفاعا من 04/28 إلى 2013/05/06 مع 492 كائن. غير أنه في المستنبت الزجاجي المجهز بخويط مضاد الحشرات، يكون العدد المسجل الأقصى 328 كائن، مأخوذ خلال الفترة الممتدة من 04/22 إلى 2013/04/29. تظهر قيمة F المحسوبة المعادلة لـ 0,012، وجود فرق بالغ بين نسبة الإصابة في المستنبت الزجاجي المجهز بمضاد الحشرات وتلك الموجودة في المستنبت الزجاجي للتجارب الموضوعية مع فاصل الثقة بـ 95%.

تظهر مقارنة عدد الفراشات المأخوذة عن طريق مصادد دالتا، بين المستنبت الزجاجي للتجارب الموضوعية والحقل الواسع في فوكا بحري، قيمات مختلفة جدا حيث تم أخذ 9.281 ذكر من الحقل المفتوح مقابل 5.180 كائن في المستنبت الزجاجي. فقد تم تسجيل الحد الأقصى في الحقل المفتوح من 04/22 إلى 2013/0/29، مع 948 كائن. وفي نفس الفترة تم أخذ 535 كائن فقط من المستنبت. تظهر قيمة F المحسوبة المعادلة لـ 0,006 عدم وجود فرق بالغ بين الاجتذاب الذي تم على مستوى المستنبت الزجاجي للتجارب الموضوعية تلك التي تمت في الحقل المفتوح مع فاصل ثقة بـ 95%.

تمت دراسة بيئة *Tutaabsoluta* بفضل الصيد بالفخ مع وعاء Barber في المستنبت الزجاجي المحمي بمضاد الحشرات في شهر جانفي 2013. وسمح هذا بعد 30 نوع. من بين هذه الأنواع، يعتبر *Tetramorium Formicidae biskrensis* (AR% = 35,28%) النوع الذي يظهر غالبا. يتبع بـ *Entomobryidaesp. indét.* غير المحددة (AR% = 21,23%)، وبعدها *Neanuridaesp. indét.* غير المحددة (AR% = 17,19%). أما الأنواع الأخرى فهي ضعيفة على وجه التقدير (AR% ≥ 0,15%) (12,11%).

يسمح الصيد بالفخ لمفصليات الأرجل، عن طريق الأطباق الأصفر الموضوع في المستنبت المحمي بالخويط، بأخذ 68 نوع مقسم على عدة درجات. من بين الأنواع الأكثر وفرة يوجد *Aphidaes* (A.R.% = 20,90%)

تظهر نتائج التحاليل الميكروبيولوجية للفضلات الاثني عشر من *Tutaabsoluta*، بأنّ القيمة اللوغاريتمية للجراثيم الهوائية الكلية (FMAT) عالية أي بدرجة 12,97. حسب نتائجنا، يتغير عدد جراثيم القولون الكلية بين 07,44 و 11,59 Log UFC/ml. تمثل الجراثيم السائدة، المكونة من جراثيم القولون الكلية، أساسا بجراثيم القولون البرازية حيث يتغير العدد بين 06,37 و 10,30 Log UFC/mL.

أعطى استخراج الزيت الأساسي لـ *Syzygium aromaticum* الذي تم عن طريق التقطير المائي على مستوى المخبر، نتائج مرضية.

كشفت نتائج التحاليل الميكروبيولوجية بأنّ الزيت الأساسي لـ *Syzygium aromaticum* يظهر مخبريا نشاط كاجح باعتدال فيما يتعلق بكل البكتريا المدروسة: ب

Bacillus thuringiensis, Staphylococcus aureus, Escherichia coli, Pseudomonas aeruginosa, Proteus vulgaris, Klebsiella pneumoniae.

تظهر نتائج التركيز الأدنى القاتل للبكتيريا CMB والتركيز الأدنى القاتل للفطريات CMF مفعولا قويا قاتلا للبكتيريا (CMB < 0,03%) (قاتل للفطريات < 0,015% CMF) لمعظم الأسر الجرثومية المدروسة باستثناء ب) *Bacillus thuringiensis* (CMB > 2%)، *Staphylococcus aureus* (CMB = 2%)، *Pseudomonas aeruginosa* (CMB = 0,06%). فيما يخص نسبة وفاة يرقات مصابة بمختلف جرعات من *Beauveria bassiana* ATCC74040 أي $10^8 = I1$ غبيرة/مل، $10^7 = I2$ غبيرة/مل، و $10^6 = I3$ غبيرة/مل، لا نلاحظ إلا أن الإصابة بالتلقيح القياسي المعادل لـ $10^8 = I1$ غبيرة/مل يسبب نسبة 100% من وفاة الكائنات وهذا في اليوم السابع من الحضانة، في حين تتم ملاحظة نفس النسبة المئوية عندما تخضع اليرقات لعلاج متكون من 1 مل من الزيت الأساسي مشترك مع I1. سبب هذا التركيب نسبة 100% من وفاة الكائنات في اليوم الخامس من الحضانة.

كلمة مفتاح: *Tutaabsoluta*، خويط مضاد الحشرات، وعاء Barber، الطبق الأصفر، الزيت الأساسي، الجرثومة الممرضة للحشرة.

REMERCIEMENTS

C'est à ma Directrice de thèse Mme GUENDOZ-BENRIMA Atika Professeur à l'Université de Blida 1 à qui je tiens à exprimer ma gratitude et mes remerciements pour avoir accepté de diriger mon travail, pour ses aides et ses orientations avec gentillesse, pour son sens de responsabilité et sa vivacité d'esprit, sa disponibilité durant toutes les étapes de ce travail et ses remarques pertinentes,

Je tiens à exprimer ma grande reconnaissance ainsi que mes respects à mon co-Directeur de thèse M. DOUMANDJI Salaheddine, Professeur à l'Ecole Nationale Supérieure Agronomique d'El-Harrach, pour m'avoir honoré en acceptant de suivre tout mon travail de recherche, aussi pour ses efforts et son aide pour la détermination, pour toutes ses corrections, pour ses encouragements et pour ses précieux conseils. Que Dieu le protège.

Je suis particulièrement reconnaissant à M. SNOUSSI Sid Ahmed, Professeur à l'université de Blida 1, Directeur du laboratoire de biotechnologie végétale d'avoir accepté de juger ce travail en tant que Président.

Je profite de l'occasion pour témoigner ma reconnaissance à M. BOUNACEUR Farid Maître de conférences A à l'université de Tiaret, à M. HAMMACHE Miloud Maître de conférences A au Département de Zoologie Agricole et Forestière (ENSA, El-Harrach), ainsi qu'à M. DJAZOULI Zahereddine Professeur à l'Université de Blida 1 qui ont bien voulu examiner et de juger ce travail.

Mes vifs remerciements s'adressent à Mme DOUMANDJI Bahia, Professeur au Département de Zoologie Agricole et Forestière (ENSA, El-Harrach), qui a fait preuve de haute bienveillance à mon égard. Je la prie de croire en ma respectueuse déférence.

A Dr DOUMANDJI Amel, Maître de conférences A à l'université de Blida 1, qui malgré ses lourdes tâches, n'a ménagé ni son temps, ni ses peines pour me diriger et me conseiller durant mon travail. Je lui adresse ma profonde gratitude.

Que toutes les personnes qui ont de près ou de loin, contribué à l'aboutissement de ce travail, trouvent ici mon profond remerciement.

M. Dahmane ALILI

DEDICACE

Ce travail est dédié tout particulièrement à Ma très chère fille **Camélia Tania** et à ma très chère femme **Amel** pour leur amour et soutien perpétuel et infaillible.

M. Dahmane ALILI

TABLE DES MATIERES

RESUME	
REMERCIEMENTS	
TABLE DES MATIERES	
LISTE DES ILLUSTRATIONS, GRAPHES ET TABLEAUX	
INTRODUCTION.....	25
CHAPITRE I - DONNÉES BIBLIOGRAPHIQUES SUR LA TOMATE (<i>Lycopersicon esculentum</i> MILL), SUR LA MINEUSE DE LA TOMATE ET SUR LES HUILES ESSENTIELLES.....	28
1.1. - Origine et description du modèle végétal.....	28
1.1.1. - Origine de la tomate.....	28
1.1.2. – Description de <i>Lycopersicum esculentum</i>	29
1.1.3. - Principales variétés de tomates en Algérie.....	29
1.2. – Ravageurs de <i>Lycopersicum esculentum</i> sous abris-serres.....	30
1.2.1. – Acariens (Arachnida).....	30
1.2.2. – Thrips.....	31
1.2.3.– Aleurodes.....	31
1.2.4.– Pucerons.....	32
1.2.5.- Mouches mineuses.....	32
1.3. - Mineuse de la tomate: <i>Tuta absoluta</i>	33
1.3.1. - Taxonomie et nomenclature.....	33
1.3.1.1. - Historique de la taxonomie et la nomenclature	33
1.3.1.2. - Noms communs de la mineuse de la tomate.....	34
1.3.2. - Répartition géographique.....	34
1.3.2.1. – Présence de la mineuse de la tomate dans le monde.....	34
1.3.2.2. – Présence de <i>Tuta absoluta</i> dans le Bassin Méditerranéen	35
1.3.2.3. - En Algérie.....	36
1.3.3. - Morphologie et bioécologie de <i>Tuta absoluta</i>	36
1.3.3.1. - Morphologie externe.....	36
1.3.3.2. - Examen des génitalias mâles.....	37
1.3.3.3. - Génitalias femelles.....	37
1.3.3.4. – Adulte et chenille de <i>Tuta absoluta</i>	37
1.3.3.4.1. – Données morphologiques.....	37
1.3.3.4.2. – Cycle biologique de la mineuse de la tomate.....	38
1.3.4. - Plantes hôtes.....	39
1.3.4.1. - Symptomatologie et dégâts.....	39
1.3.4.2. – Détériorations sur les feuilles.....	40
1.3.4.3. – Dégâts sur les tiges.....	40
1.3.4.4. – Altérations des fruits.....	41
1.4. - Ennemis naturels de <i>Tuta absoluta</i>	42
1.5. – Différents types de lutte contre <i>Tuta absoluta</i>	44
1.5.1. - La protection biologique intégrée (P.B.I.).....	44
1.5.2. - Lutte physique.....	44
1.5.3. - Lutte biotechnologique.....	45
1.5.4. - Lutte chimique.....	45
1.5.5. - Lutte microbiologique	46
1.6. -Données bibliographiques sur les huiles essentielles.....	47
1.6.1 - Définition.....	47
1.6.2. - Facteurs de variabilité de la composition des huiles	

structure.....	80
3.3.3.2.1. –Indice de diversité Shannon-Weaver.....	80
3.3.3.2.2. – Indice d'équitabilité.....	81
3.3.3.3. –Méthodes d'analyse statistique (Analyse de la variance.....	81
3.4. - Intégrer la lutte biologique dans la stratégie de protection intégrée en associant les micro-organismes avec les huiles essentielles.....	81
3.4.1. - Extraction des huiles essentielles par hydrodistillation de Clevenger.....	81
3.4.2. - Souches microbiennes.....	82
3.5. - Démarche expérimentale.....	83
3.6. - Extraction de l'huile essentielle.....	85
3.6.1. - Principe de la méthode.....	85
3.6.2 - Présentation du dispositif.....	85
3.6.3. - Mode opératoire.....	86
3.6.4. - Récupération de l'huile essentielle.....	87
3.6.5. - Analyse de l'huile essentielle.....	88
3.6.5.1. - Détermination du rendement.....	88
3.6.5.2. - Analyse organoleptique.....	89
3.6.5.3. - Propriétés physico-chimiques.....	89
3.6.5.3.1. - Densité relative.....	89
3.6.5.3.2. - Indice de réfraction.....	90
3.6.5.3.3. - Indice d'acide.....	91
3.6.5.3.4. - Indice d'ester.....	92
3.6.5.3.5. - Indice de saponification.....	93
3.6.5.3.6. - pH.....	93
3.6.5.3.7. - Analyse de l'huile essentielle du clou de girofle par spectroscopie infrarouge (IR).....	94
3.6.5.3.7.1. - Principe de la méthode.....	94
3.6.5.3.7.2. - Mode opératoire.....	95
3.6.5.3.7.3. - Interprétation d'un spectre moyen infrarouge.....	96
3.6.6. Etude du pouvoir antimicrobien de l'huile essentielle du clou de girofle.....	97
3.6.6.1. - Analyse qualitative de l'effet antimicrobien de l'huile essentielle du clou de girofle.....	97
3.6.6.1.1. - Préparation de l'aromatogramme.....	102
3.6.6.1.2. - Préparation de l'antibiogramme.....	
3.6.7 - Détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI) et la concentration minimale bactéricide ou fongicide (CMB ou CMF).....	102
3.7. – Etude de la sensibilité des larves de <i>Tuta absoluta</i> aux huiles essentielles seules et en association avec les micro-organismes.....	106
3.7.1. - Préparation des <i>inocula</i>	107
3.7.2. - Méthode d'infestation.....	
3.8. - Etude de la relation de la symptomatologie (nombre des mines) et l'évolution de la qualité biochimique (valeur nutritionnelle) de tomate.....	109
3.8.1. - Détermination de la teneur en protéines (NA.1158/1990 tirée de la méthode de Kjeldahl NF 1.1.34 /1985).....	109

3.8.2. - Teneur en chlorophylles et en caroténoïdes dans la tomate.....	110
	111
CHAPITRE IV – RESULTATS	
4.1. - Résultats de l'enquête sur les principales actions entreprises au niveau des serres.....	111
4.1.1 - Pollinisation par des bourdons.....	112
4.1.2 – Les lâchers d'auxiliaires utiles.....	113
4.1.3 – Utilisation des pesticides.....	
4.2. - Résultats des taux d'infestation de la tomate par des populations de <i>T. absoluta</i> dans des serres d'étude.....	116
4.3. - Détermination du zéro de développement de <i>Tuta absoluta</i>	117
4.4. - Comparaison des résultats des méthodes de lutte contre <i>Tuta absoluta</i> par différents types de pièges.....	119
4.4.1. - Captures de <i>Tuta absoluta</i> dans les pièges Delta dans la serre munie d'Insect-Proof et dans celle à pratiques locales.....	119
4.4.2. - Captures de <i>Tuta absoluta</i> par les pièges Delta dans la serre à pratiques locales et en plein champ.....	121
4.5. - Exploitation par des indices écologiques de composition des espèces prises dans les pots Barber.....	124
4.5.1. - Richesses totales et abondances relatives des espèces capturées dans les pots enterrés dans la serre protégée par le filet Insect Proof en janvier.....	124
4.5.2. - Richesses totales et abondances relatives des espèces capturées dans les pots enterrés dans la serre à pratiques locales n°1 en janvier	125
4.5.3. - Richesses totales et abondances relatives des espèces capturées dans les pots enterrés dans la serre à pratiques locales n°2 en janvier	126
4.5.4. – Richesse totale et abondances relatives des espèces capturées dans les pots enterrés en plein champ en janvier.....	128
4.5.5. – Effectifs, richesses totales et abondances relatives des espèces capturées dans les pots enterrés dans la serre protégée par le filet Insect Proof en février.....	129
4.5.6. – Effectifs, richesses totales et abondances relatives des espèces capturées dans les pots enterrés dans la serre à pratiques locales n°1 en février.....	131
4.5.7. – Effectifs, richesses totales et abondances relatives des espèces capturées dans les pots enterrés dans la serre à pratiques locales n°2 en février.....	132
4.5.8. - Effectifs, richesses totales et abondances relatives des espèces trouvées en plein champ en février	133
4.5.9. – Effectifs, richesses totales et abondances relatives des espèces capturées dans les pots enterrés dans la serre protégée par le filet Insect Proof en mars.....	135
4.5.10. – Effectifs et abondances relatives des espèces trouvées dans la serre à pratiques locales n°1 en mars.....	136
4.5.11. – Effectifs, richesses totales et abondances relatives des espèces capturées dans les pots enterrés dans à pratiques locales n°2 en	138

mars.....	
4.5.12. - Effectifs, richesses totales et abondances relatives des espèces capturées dans les pots enterrés en plein champ en mars	140
4.5.13. – Effectifs, richesses totales et abondances relatives des espèces capturées dans les pots enterrés dans la serre protégée par le filet Insect- Proof en avril.....	142
4.5.14. – Abondances relatives et richesses totales des espèces trouvées dans la serre à pratiques locale n°1 en avril.....	143
4.5.15. - Abondances relatives et richesses totales des espèces trouvées dans la serre à pratiques locales n°2 en avril	145
4.6. - Insectes capturés dans les assiettes jaunes dans serre protégée par Insect-Proof.....	147
4.7. - Insectes capturés dans les assiettes jaunes dans serre à pratiques locales n°1.....	153
4.8. - Insectes capturés dans les assiettes jaunes dans serre à pratiques locales n°2.....	159
4.9. - Résultats des analyses microbiologiques des fèces de <i>Tuta absoluta</i> récoltées dans les feuilles et des fruits.....	165
4.10. - Extraction de l'huile essentielle de clou de girofle.....	168
4.10.1. - Détermination du rendement.....	168
4.10.2. - Résultats des analyses organoleptiques.....	
4.10.3. - Résultats des propriétés physico-chimiques de l'huile essentielle du clou de girofle.....	169
4.10.3.1. - Indices physiques.....	171
4.10.3.2. - Indices chimiques.....	
4.10.3.3. - Résultats de l'analyse de l'huile essentielle du clou de girofle par spectrométrie Infrarouge.....	173
4.11. - Résultats de l'étude d'activité antimicrobienne de l'huile essentielle du clou de girofle.....	176
4.11.1. - Résultats d'aromatogramme ou méthode de diffusion des disques.....	176
4.11.2. - Résultats de comparaison d'aromatogramme avec l'antibiogramme.....	179
4.11.3. - Résultats des concentrations minimales inhibitrices CMI de l'huile essentielle du clou de girofle sur les microorganismes testés.....	181
4.11.4. - Résultats des concentrations minimales bactéricide CMB et fongicide CMF de l'huile essentielle du clou de girofle pour les microorganismes testés.....	182
4.12. - Etude de la sensibilité des larves de <i>Tuta absoluta</i> aux huiles essentielles seules et en association avec les micro-organismes.....	185
4.13 - Etude de la relation de la symptomatologie (nombre des mines) et l'évolution de la qualité biochimique (valeur nutritionnelle) de la tomate.....	191
4.13.1. - Relation entre le nombre des mines au niveau des feuilles de la tomate et la teneur en pigments.....	191
4.13.2. - Relation entre le nombre des mines au niveau des feuilles de la tomate et la teneur en protéines.....	192

CHAPITRE V – DISCUSSIONS.....	193
5.1. – Discussion sur les taux d’infestation des populations de <i>T. absoluta</i> dans les serres d’étude.....	193 194
5.2. – Détermination du zéro de développement de <i>Tuta absoluta</i>	195
5.3. – Discussion sur les différents types de pièges utilisés contre <i>Tuta absoluta</i>	195
5.4. – Discussion sur l’exploitation par des indices écologiques de composition des espèces prises dans les pots Barber	196
.....	
5.5. – Discussion des résultats obtenus par la technique des assiettes jaunes.....	197
5.6. – Discussion des résultats obtenus sur l’extraction des huiles essentielles seules et combinées avec les micro-organismes entomo- pathogène et leur effet larvicide.....	198 202
CONCLUSION.....	205
APPENDICE.....	211
REFERENCES	

LISTE DES ILLUSTRATIONS, GRAPHES ET TABLEAUX

Figure 1.1. – Adulte de <i>Tuta absoluta</i>	38
Figure 1.2. – Galeries des chenilles de <i>Tuta absoluta</i> sur des feuilles de tomate	40
Figure 1.3. – Galeries des chenilles de <i>Tuta absoluta</i> sur des tiges [55].....	41
Figure 1.4. – Dégâts des chenilles de <i>Tuta absoluta</i> sur tomate en fruits [57]..	42
Figure 2.5. – Situation géographique du Sahel et du littoral algérois [107].....	52
Figure 2.6. –Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gaussen de la région de Fouka marine, année 2010.....	59
Figure 2.7. – Localisation du Littoral algérois dans le climagramme d'Emberger.....	60
Figure 3.8. - Localisation de la région de Fouka marine.....	63
Figure 3.9. - Ecole aux Champ à Fouka marine (Tipaza).....	63
Figure 3.10. - Station de l'école aux champs à Fouka (Tipaza).....	64
Figure 3.11. - Serre pépinière.....	65
Figure 3.12. - Serre protégée par filet Insect-Proof.....	66
Figure 3.13. - Serre non protégée par Insect-Proof (à Pratiques locales: témoin n°1).....	66
Figure 3.14. - Serre à pratiques locales: témoin n°2 (non protégée par le filet Insect-Proof).....	67
Figure 3.15. – Expérience en plein champ.....	67
Figure 3.16. - Piège à glu type Delta.....	69
Figure 3.17. - Pièges à phéromones à eau.....	70
Figure 3.18. - Serre protégée par un filet anti-insectes (filet Insect- Proof).....	71
Figure 3.19. - Mise en place sur le terrain des pots Barber.....	72
Figure 3.20. - Mise en place dans la serre des pièges jaunes colorés.....	73
Figure 3.21. - Schéma du dispositif expérimental.....	75
Figure 3.22. - Variétés de tomates d'étude (kawa, khalyda et 5900 F1).....	76
Figure 3.23. - Cage expérimentale protégée par le filet Insect – Proff.....	77
Figure 3.24. - Mise à l'étuve des feuilles infestées par <i>Tuta absoluta</i>	78
Figure 3.25. - Aspect microscopique des excréments de <i>T. absoluta</i> (G. 6,3.	

10).....	78
Figure 3.26. -Schéma récapitulatif de la démarche expérimentale.....	84
Figure 3.27. - Présentation du dispositif d'hydrodistillation.....	85
Figure 3.28. - L'hydrolat obtenu après hydrodistillation.....	86
Figure 3.29. -Extraction liquide-liquide.....	87
Figure 3.30. -Elimination d'eau par Na ₂ SO ₄	88
Figure 3.31. - Evaporateur rotatif.....	88
Figure 3.32. - Pycnomètre.....	90
Figure 3.33. - Réfractomètre.....	91
Figure 3.34. - Dispositif de titrage pour définir l'indice d'ester.....	93
Figure 3.35. - Domaines de l'IR dans le spectre électromagnétique.....	94
Figure 3.36. -Pastilleuse.....	95
Figure 3.37. -Etalement d'huile essentielle sur la pastille KBr.....	95
Figure 3.38. -Spectromètre infrarouge type Jasco.....	96
Figure 3.39. -Des disques déposés sur la gélose.....	100
Figure 3.40. -Illustration de la lecture de l'aromatogramme.....	100
Figure 3.41. - Schéma représentant les différentes étapes de la réalisation d'un Aromatogramme.....	102
Figure 3.42. -Préparation des dilutions de l'huile essentielle (photographies originales).....	104
Figure 3.43. (a, b et c) - Les étapes d'ensemencement pour la détermination de la CMI et CMB.....	105
Figure 3.44. - Méthode d'infestation des larves de <i>T. absoluta</i> par les <i>inocula</i> .	107
Figure 3.45. (a, b, c et d) -Méthode de re-isolément des micro-organismes entomopathogènes à partir des cadavres de larves de <i>T. absoluta</i>	108
Figure 3.46. - Les lâchers de bourdons pollinisateurs.....	112
Figure 4.47. - Comparaison entre les infestations dans la serre Insect Proof et dans celle à pratiques locales à Fouka.....	117
Figure 4.48. - Comparaison des captures de <i>Tuta absoluta</i> dans la serre munie de filet Insect-Proof (IP) et de celles dans la serre des pratiques locales (PL).....	120
Figure 4.49. - Comparaison des captures de <i>Tuta absoluta</i> dans la serre à pratiques locales et en plein champ.....	123

Figure 4.50. - Résultats de la flore microbienne dans les excréments de <i>Tuta absoluta</i>	167
Figure 4.51. - Illustration de la couleur de l'huile essentielle du clou de girofle obtenue.....	169
Figure 4.52. - Spectre obtenue par spectroscopie infrarouge de l'huile essentielle du clou de girofle.....	174
Figure 4.53. - Illustration des zones d'inhibitions observés pour les souches étudiées.....	178
Figure 4.54. - Illustration des zones d'inhibition d'antibiogramme.....	180
Figure 4.55. - Lacroissance de <i>Bacillus thuringiensis</i> en présence de l'huile essentielle à raison de 0,03%.....	182
Figure 4.56. - Illustration des CMB et CMF.....	184
Figure 4.57. - Mortalité des larves de <i>T. absoluta</i> traitées par <i>Beauveria bassiana</i> ATCC74040.....	186
Figure 4.58. - Mortalité des larves de <i>T. absoluta</i> traitées par <i>Bacillus thuringiensis</i> ATCC 33679.....	187
Figure 4.59. - Mortalité des larves de <i>T. absoluta</i> traitées par la souche autochtone <i>Arthrospira platensis</i> Dtam.....	188
Figure 4.60. - Mortalité des larves de <i>T. absoluta</i> traitées par <i>Metarhizium anisopliae</i> ATCC 20500.....	189
Figure 4.61. - Aspect macroscopique des cadavres de larves de <i>T. absoluta</i> déposées sur gélose.....	190
Figure 4.62. - Aspect macroscopique des colonies des micro-organismes entomopathogènes isolés à partir des cadavres de <i>T. absoluta</i>	190
Figure 4.63. – Relation entre la teneur en pigments et le nombre de mines dans les feuilles de la tomate.....	192

Tableau 1.1. – Durée en jours du développement des différents stades selon la température.....	38
Tableau 1.2. – Inventaire de faune auxiliaire de <i>T. absoluta</i> dans le monde [60].....	43

Tableau 2.3. – Moyennes des températures mensuelles dans le Littoral algérois pour la période (1997-2007) [111].....	53
Tableau 2.4. – Moyennes des températures mensuelles dans le Littoral algérois (campagne agricole 2008-2009).....	54
Tableau 2.5. – Pluviométries mensuelles moyennes obtenues dans le Littoral algérois lors de la décennie (1997-2007).....	55
Tableau 2.6. – Pluviométrie mensuelle dans le Littoral algérois (campagne 2008-2009) [112].....	55
Tableau 2.7. – Moyennes de l'humidité relative maximale et minimale dans le Littoral algérois d'une décennie (1997-2007) [112].....	57
Tableau 2.8. – Humidité relative maximale et minimale dans le Littoral algérois (2008-2009) [112].....	57
Tableau 3.9. - Conditions de culture pour la recherche des germes dans les fèces.....	79
Tableau 3.10. - Les souches microbiennes utilisées dans l'expérimentation.....	83
Tableau 4.11. - L'évaluation financière de l'investissement des traitements phytosanitaires effectué au niveau de l'école aux champs.....	113
Tableau 4.12. - L'évaluation financière de Mains d'œuvre au niveau de l'école aux champs.....	114
Tableau 4.13. - Evaluation financière globale au niveau de l'école aux champs.....	115
Tableau 4.14. - Evaluation financière globale au niveau des serres de l'école aux champs.....	115
Tableau 4.15. - Comparaison entre les infestations de la tomate dans les serres protégées par Insect Proof et dans celles à pratiques locales à Fouka.....	116
Tableau 4.16. - Recherche du zéro de développement à 20°C. et à 26°C.....	118
Tableau 4.17. - Résultats des captures de <i>Tuta absoluta</i> par les pièges Delta dans la serre munie d'Insect-Proof et dans la serre à pratiques locales.....	119
Tableau 4.18. – Détails de l'analyse de la variance entre le taux d'infestation dans la serre munie d'Insect-Proof et celui dans la serre à pratiques locales.....	121
Tableau 4.19. - Captures de <i>Tuta absoluta</i> dans les pièges Delta dans la serre témoin n° 2 à pratiques locales et en plein champ.....	122
Tableau 4.20. - Détails de l'analyse de la variance des captures de <i>T. absoluta</i> dans la serre à pratiques locales comparées à celles obtenues en plein champ.....	123
Tableau 4.21. – Nombres d'individus, richesse totale et abondances relatives, des espèces trouvées dans la serre protégée par Insect-Proof en janvier.....	124
Tableau 4.22. – Nombres d'individus, abondances relatives, et richesses totales des espèces trouvées dans la serre pratiques locales 1 en janvier.....	126
Tableau 4.23. – Nombres d'individus, abondances relatives, et richesses totales des espèces trouvées dans la serre pratiques locales 2 en janvier.....	127
Tableau 4.24. – Nombres d'individus, richesse totale et abondances relatives, des espèces trouvées dans en plein champ en décembre.....	128
Tableau 4.25. - Richesses totales et abondances relatives des espèces capturées dans les pots enterrés dans la serre protégée par le filet Insect Proof en février.....	130

Tableau 4.26. – Nombres d'individus, abondances relatives, et richesses totales des espèces trouvées dans la serre à pratiques locales n°1 en février.....	131
Tableau 4.27. – Nombres d'individus, abondances relatives, et richesses totales des espèces trouvées dans la serre à pratiques locales n°2 en février.....	132
Tableau 4.28. – Nombres d'individus, abondances relatives, et richesses totales des espèces trouvées en plein champ en février.....	134
Tableau 4.29. – Nombres d'individus, richesse totale et abondances relatives, des espèces trouvées dans la serre protégée par Insect-Proof en mars.....	135
Tableau 4.30. – Nombres d'individus, abondances relatives, et richesses totales des espèces trouvées dans la serre à pratiques locales n°1 en mars.....	137
Tableau 4.31. – Nombres d'individus, abondances relatives, et richesses totales des espèces trouvées dans la serre à pratiques locales n°2 en mars.....	139
Tableau 4.32. – Nombres d'individus, abondances relatives, et richesses totales des espèces trouvées en plein champ en mars.....	140
Tableau 4.33. – Nombres d'individus, richesse totale et abondances relatives, des espèces trouvées dans la serre protégée par Insect-Proof en avril.....	142
Tableau 4.34. – Nombres d'individus, abondances relatives, et richesses totales des espèces trouvées dans la serre pratiques locales n°1 en avril.....	144
Tableau 4.35. – Nombres d'individus, abondances relatives, et richesses totales des espèces trouvées dans la serre pratiques locales n°2 en avril.....	145
Tableau 4.36. – Effectifs, richesse totale, abondance relative (AR%) et fréquence d'occurrence (FO%) des insectes piégés dans les assiettes jaunes (serre protégée par filet Insect-Proof) (assiette jaune 1).....	147
Tableau 4.37. – Effectifs, richesse totale, abondance relative (A.R. %) et fréquence d'occurrence (F.O. %) des insectes piégés dans les assiettes jaunes (serre protégée par le filet Insect-Proof) (assiette jaune n°2).....	150
Tableau 4.38. – Effectifs, richesse totale, abondance relative (A.R. %) et fréquence d'occurrence (F.O. %) des insectes piégés dans les assiettes jaunes (serre protégée par le filet Insect-Proof) (assiette jaune n°3).....	151
Tableau 4.39. – Effectifs, richesse totale, abondance relative (AR%) et fréquence d'occurrence (FO%) des insectes piégés dans les assiettes jaunes (serre à pratiques locales n°1) (assiette jaune n°1).....	154
Tableau 4.40. – Effectifs, richesse totale, abondance relative (AR%) et fréquence d'occurrence (FO%) des insectes piégés dans les assiettes jaunes (serre à pratiques locales n°1) (assiette jaune n°2).....	156
Tableau 4.41. – Effectifs, richesse totale, abondance relative (AR%) et fréquence d'occurrence (FO%) des insectes piégés dans les assiettes jaunes (serre à pratiques locales n°1) (assiette jaune n°3).....	158
Tableau 4.42. – Effectifs, richesse totale, abondance relative (AR%) et fréquence d'occurrence (FO%) des insectes piégés dans les assiettes jaunes (serre à pratiques locales n°2) (assiette	

jaune n° 1).....	160
Tableau 4.43. – Effectifs, richesse totale, abondance relative (AR%) et fréquence d’occurrence (FO%) des insectes piégés dans les assiettes jaunes (serre à pratiques locales n° 2) (assiette jaune n° 2).....	162
Tableau 4.44. – Effectifs, richesse totale, abondance relative (AR%) et fréquence d’occurrence (FO%) des insectes piégés dans les assiettes jaunes (serre à pratiques locales n° 2) (assiette jaune n° 3).....	163
Tableau 4.45. - Analyse bactériologique des six excréments de <i>Tuta absoluta</i> (en Log du nombre des UFC/mL).....	166
Tableau 4.46. - Rendement de l’huile essentielle extraite.....	168
Tableau 4.47. -Caractéristiques organoleptiques de l’huile essentielle de clou de girofle.....	169
Tableau 4.48. -Caractéristiques physiques de l’huile essentielle de clou de girofle.....	170
Tableau 4.49. - Différenciation de la densité en fonction de la composition des huiles essentielles.....	170
Tableau 4.50. - Caractéristiques chimiques de l’huile essentielle du clou de girofle.....	171
Tableau 4.51. - Diamètre des zones d’inhibitions de l’huile essentielle de clou de girofle (mm) pour les micro-organismes testés.....	177
Tableau 4.52. -Diamètre des zones d’inhibitions des antibiotiques (mm) pour les micro-organismes testés (antibiogramme).....	179
Tableau 4.53. -Les concentrations minimales inhibitrices CMI (%) de l’huile essentielle du clou de girofle pour les micro-organismes testés.....	181
Tableau 4.54. - Les concentrations minimales bactéricides CMB et fongicides CMF (%) d’huile essentielle du clou de girofle pour les micro-organismes testés.....	183
Tableau 4.55. -Effet larvicide de <i>Beauveria bassiana</i> ATCC74040 seule et en association.....	185
Tableau 4.56. -Effet larvicide de <i>Bacillus thuringiensis</i> ATCC33679 seule et en association.....	186
Tableau 4.57. -Effet larvicide d’ <i>Arthrospira platensis</i> (spiriline Dtam) seule et en association.....	187
Tableau 4.58. - Effet larvicide de <i>Pseudomonas aeruginosa</i> ATCC27853 seule et en association.....	188
Tableau 4.59. – Détails de l’analyse de la variance de la mortalité des larves de <i>T. absoluta</i> traitées par différentes manières.....	189
Tableau 4.60. -Relation entre le nombre des mines au niveau des feuilles de la tomate et la teneur en pigments.....	191
Tableau 4.61. – Corrélation entre le nombre des mines au niveau des feuilles de la tomate et la teneur en protéine.....	192

LISTE DES SYMBOLES ET DES ABREVIATIONS

AFNOR: Association Française de Normalisation

AR: Abondances relatives

ATB: Antibiotiques

ATCC: American Type Culture Collection

CG/SM: Chromatographie en phase gazeuse couplée avec la spectrométrie de masse

CMB: concentration minimale bactéricide

CMF: concentration minimale fongicide

CMI: la concentration minimale inhibitrice

CRD: Centre de la recherche et du développement

d_{20}^{20} : Densité relative à 20°C.

FAO: *Food and Agriculture Organization*

FT-IR: le spectromètre à infrarouge [à transformée de Fourier]

GC/MS: Chromatographique en phase Gazeuse couplée avec la Spectroscopie de Masse

H.E: Huile essentielle

I_A: Indice d'acide

I_E: Indice d'ester

I_S: Indice de saponification

I P: Insect-Proof

ISO: International Standard Organization

ITCMI: Institut technique des cultures maraîchères et Industriels

INPV: Institut national de la protection des végétaux

IRAC: Insecticide resistance action committee

M.A.D.R.: Ministère de l'agriculture et du développement rural

MH: Agar de Muller-Hinton

MIR: Moyen infrarouge

N.A.: Norme algérienne

OEPP: Organisation européenne de protection des plantes

OGA: Oxytetracycline glucose agar

OILB: Organisation internationale de lutte biologique

O.N.M.: Organisme national de la météorologie

PCA: Potatoes dextrose agar

p.b.i.: Protection biologique intégrée

PCA: Potatoes dextrose agar

p l: Pratiques locales

R_{HE}: Rendement en huile essentielle

ST: somme totale des degrés utiles

TDTA: Tetradecatrienyl acetate

TSC: Tryptone-Sulfite-Cyclosérine

UFC: Unité Formant des Colonies

VF: Viande – foie

Zi: zones d'inhibition

GLOSSAIRE

Acaricide: un acaricide est un pesticide destiné à éliminer les acariens.

Alcoolat: Distillat résultant de la distillation d'une matière première d'origine naturelle en présence d'un éthanol de titre variable.

Bractée: Petite feuille, différenciée, à la base du pédoncule floral.

CMB: Concentration minimale d'huile essentielle nécessaire pour détruire l'inoculum initial après incubation en conditions standards et les microorganismes ne sont plus viables.

CMI: Plus faible concentration d'huile essentielle inhibant toute croissance visible à l'œil nu après 16 à 20 heures d'incubation à 37°C. Les microorganismes restent cependant viables.

Décoction: la plante est mise dans l'eau froide. Porter à l'ébullition durant quelques temps. Cette méthode de transformation ne permet pas d'extraire autant de principes actifs que l'infusion, mais elle est adaptée aux racines, écorces pour lesquelles l'extraction est difficile.

Extrait: Produit obtenu par le traitement d'une matière première d'origine naturelle par un solvant. Après filtration, le solvant est éliminé par distillation, excepté dans le cas de solvant non volatil.

Infusion: de l'eau bouillante est versée sur les feuilles ou sur les fleurs finement hachées de la plante pour qu'elles libèrent tout l'arôme et leur principe actif. Laisser infuser une dizaine de minutes.

Macération: action de laisser séjourner, à froid, dans un solvant organique une substance pour en extraire les constituants solubles.

Teinture: Solution obtenue par macération d'une matière première d'origine naturelle dans un éthanol de titre variable. Exemples : teinture de benjoin, teinture d'ambre gris.

Tonique: qui donne de la force, de l'énergie, qui stimule le corps.

INTRODUCTION

Au XX^{ème} siècle, la tomate (*Solanum lycopersicum* Miller 1754) est consommée dans le monde entier. Elle est devenue l'un des premiers légumes produits dans le monde (122 millions de tonnes en 2005) [1]. Destinées à la consommation en frais ou à la transformation industrielle, les baies de la tomate sont une source importante en minéraux, en vitamines, en antioxydants et en fibres dans l'alimentation humaine. Traditionnellement, classée parmi les légumes, la tomate est aussi un fruit au sens botanique du terme, c'est une baie (fruit de type charnu). La tomate est la plante la plus cultivée et la plus consommée en Algérie après la pomme de terre. Sa culture sous-serre connaît un grand essor dans la région saharienne et principalement dans les Ziban (Biskra). Biskra est classé comme le premier producteur de primeurs à l'échelle nationale [2]. L'importance des dégâts induits sur les cultures par les bioagresseurs a toujours, dans un contexte de production, contraint les agriculteurs à recourir à des mesures de protection. La découverte et la mise au point, au milieu du siècle dernier, de pesticides de synthèse semblait pouvoir apporter une solution définitive au problème de la protection des cultures. Cependant, les inconvénients de cette technique de lutte contre les ravageurs, telles que la pollution de l'environnement ou l'apparition de résistances chez les espèces visées, ont progressivement obligé les utilisateurs à raisonner son emploi. De plus, durant les dernières décennies les questions environnementales sont devenues une préoccupation internationale majeure et croissante.

Les serres réunissent des conditions très favorables pour la croissance des plantes, du fait du contrôle des facteurs climatiques et agronomiques comme la température, l'humidité relative de l'air, l'ensoleillement, la composition gazeuse de l'air, l'irrigation et la fertilisation. Les cultures y sont protégées face aux facteurs extrêmes notamment le gel, la forte chaleur, le vent et la grêle. Les conditions de croissance, optimales pour les plantes, le sont également pour un certain nombre de ravageurs de ces cultures [3], [4]. *Tuta absoluta* (Meyrick, 1917) est un de ces cas les plus difficiles à résoudre intervenus au cours de ces dernières années. Cet insecte appartient à la famille des Gelechiidae. Depuis plus d'une quinzaine

d'années, il est passé du stade de ravageur d'importance secondaire à celui de ravageur majeur de nombreuses cultures, à l'échelle mondiale même. Découvert en zone tempérée depuis peu, la mineuse de la tomate est introduite pour la première fois dans la région de Mostaganem[5]. De là, l'aire de dispersion de cette espèce s'est élargie à d'autres régions du pays comme celles d'Oran, de Jijel, d'Alger, et de Boumerdès. Ce ravageur provoque des pertes de 80 à 100 % dans la culture de la tomate. En effet, la gravité des dégâts occasionnés et les difficultés de contrôle des populations, ont obligé les chercheurs et les producteurs à proposer des méthodes de lutte alternative. C'est ainsi qu'à l'heure de la prise de conscience générale des enjeux environnementaux, la protection biologique intégrée (P.B.I.) se généralise sous les serres. C'est dans ce cadre, une étude bioécologique sur *Tuta absoluta* est menée sous serre et au champ à Fouka Marine impliquant un piégeage à l'aide de phéromones et un inventaire de la faune sympatrique.

Il existe actuellement plusieurs familles de plantes, sélectionnées spécialement pour leur production de biomasse et leurs propriétés de phyto-protection. Plusieurs espèces appartenant à la famille des Brassicaceae ont été étudiées pour leurs activités allélochimiques. Cependant, elles contiennent des quantités importantes de composés appelés glucosinolates thioglucoside (GLSS) dans leurs différents tissus intervenant dans le processus de défense de ces plantes contre les bioagresseurs [6], [7].

Les huiles essentielles sont également considérées comme des composés non phytotoxiques et potentiellement efficaces en industrie, en agriculture et en agro-alimentaire, contre les champignons phytopathogènes et contre l'éclosion des œufs de la mineuse de la tomate [8].

La présente étude a pour objectif de proposer des solutions alternatives basées sur l'utilisation des produits naturels "bioinsecticides" pour lutter contre la mineuse de la tomate (*Tuta absoluta*). Pour lutter contre ce redoutable ravageur, les producteurs ont recours à l'utilisation d'insecticides chimiques. Cependant, la forte utilisation de ces produits chimiques présente des risques potentiels pour la santé de l'Homme et pour son environnement. Cette étude consiste à:

- réaliser une enquête sur les principales actions entreprises au niveau des serres à Fouka marine (pollinisation, traitement phytosanitaire, lâchers d'auxiliaires),

- étudier la dynamique des populations de *Tuta absoluta* au champ et sous-serre à Fouka marine et la détermination de la symptomatologie et les dégâts,
- estimer les dégâts dus au ravageur dans les serres d'étude soit avec les pratiques locales, soit avec la protection à l'aide d'un filet insect-Proof et en plein champ,
- inventorier ses ennemis naturels (prédateurs et parasites),
- inventorier la faune sympatrique de *T. absoluta*,
- trouver de nouvelles solutions biologiques pour contrôler *T. absoluta*,
- mesurer l'efficacité des moyens de lutte déjà employés sur la tomate,
- rechercher un prédateur larvaire potentiel,
- extraire des huiles essentielles du clou de girofle par hydrodistillation de Clevenger,
- intégrer de la lutte biologique dans la stratégie de la protection intégrée en associant des micro-organismes entomopathogènes avec les huiles essentielles
- analyser la microflore des excréments de *Tuta absoluta*,
- et étudier la relation de la symptomatologie (nombre de mines) et l'évolution de la qualité biochimique (valeur nutritionnelle) de la tomate,

Le présent travail s'articule autour de cinq chapitres. Des données bibliographiques sont rassemblées dans le premier chapitre. La présentation de la région d'étude constitue le chapitre II. Quant au chapitre III, il est consacré à la partie intitulée matériel et méthodes qui renferme les techniques utilisées au cours de ce travail. Les résultats sont exposés dans le chapitre IV. Enfin, ces résultats sont discutés dans le chapitre V. Ce travail se termine par une conclusion assortie de perspectives.

CHAPITRE I - DONNÉES BIBLIOGRAPHIQUES SUR LA TOMATE (*LYCOPERSICON ESCULENTUM*), SUR LA MINEUSE DE LA TOMATE ET SUR LES HUILES ESSENTIELLES

Dans un premier temps l'origine et la description de la tomate sont traitées. Elles sont suivies par les exigences, la classification et les caractéristiques botaniques du modèle végétal choisi. Les maladies et les ravageurs de la tomate sous abris-serres sont développés. Une attention particulière est réservée à la mineuse de la tomate (*Tuta absoluta*). Il est question ensuite de la protection biologique intégrée.

1.1. - Origine et description du modèle végétal

1.1.1. - Origine de la tomate

La tomate vient de "tomatl" en aztèque, car elle est originaire d'Amérique tropicale, plus particulièrement de la Bolivie, du Mexique et du Pérou. Elle est d'abord introduite en Europe par les conquistadores espagnols vers le XVI^{ème} siècle sous le nom de pomme du Pérou ou pomme d'amour ou encore pomme d'or, ce qui lui a valu son appellation dans certains pays arabes de banadoura. Avant la fin du XVIII^{ème} siècle, les européens ne la cultivent qu'à des fins ornementales. Et ce n'est qu'en 1780 qu'elle est prise en considération comme un légume par les français[9]. C'est au cours du même siècle, soit vers la fin du XVIII^{ème} siècle qu'elle est introduite au Maghreb par les Morisques, et elle commence à être cultivée en Algérie vers la fin du XIX^{ème} siècle. Sa culture est entreprise, d'abord en Oranais avant de s'étendre en Algérie étant donné que les conditions du sol et du climat sont propices. La tomate s'est répandue dans le reste du monde durant le XIX^{ème} siècle.

La tomate *Lycopersicon esculentum* Miller 1754, est cultivée partout dans le monde sous serre ou en plein champ [10]. La diversité culturelle et la nature du fruit font de la tomate un produit qui est consommé aussi bien à l'état frais, transformé ou séché. La tomate est la culture la plus cultivée et la plus

consommée en Algérie après la pomme de terre. Sa culture sous-serre connaît un grand essor dans la région saharienne et principalement dans les Zibans (Biskra). Biskra est classé comme premier producteur de primeurs à l'échelle nationale [2], [11], [12].

1.1.2. – Description de *Lycopersicum esculentum*

La tomate (*Lycopersicum esculentum*) est une plante annuelle grimpante ou rampante de la famille des Solanaceae. C'est une espèce diploïde, chez laquelle il existe de nombreux mutants. Ce sont des herbes annuelles ou vivaces. Les feuilles sont alternes, sans stipules, simples assez découpées [13]. Les nombreuses variétés qui existent donnent des fruits très différents, de forme ronde, ovoïde ou longue, de couleur verte, jaune à rouge et de taille variant de celle d'une cerise à celle d'un petit melon. Le fruit à périsperme charnu, contient des pépins. La pulpe charnue est divisée en quartiers contenant les graines dans un mucilage [14].

1.1.3. -Principales variétés de tomates en Algérie

L'intérêt porté aux différentes variétés et mutants et l'accumulation des connaissances en génétique moléculaire ont poussé les chercheurs à une révision de la classification de *Lycopersicum esculentum*. Ainsi, la NCBI (national center for biotechnology information) des États-Unis en donne la classification suivante [15].

Les variétés de tomate sont classées selon leur mode de croissance, en deux types: d'un côté les variétés à croissance déterminée et de l'autre celles à croissance indéterminée. Ceci correspond au développement de la tige principale. Les variétés de tomate utilisées pour la production en frais sont principalement de type indéterminé. Le développement de la tige est continu dans le temps [16]. En Algérie, il existe 22 variétés hybrides de tomate. Ce sont nedjma, zahra, agora, carmello, tafna, bouchra, actana, toufen, berberana, khalida, assala, vernon, nissma, don José, dawcen, tavira, tyera, chourouk, bond, mordjane, avram et boudoun. 25 variétés sont homologuées, en Algérie. Il s'agit de sahara, top 48, el khamar, super red, gs12, santiago, luxor, farouna, Joker, lamantine, baheyia,

mondial, karima, noemy, amely, hector, assila, chenoua, touer, doukhalia, ouezna, red-princess, tomaland, zigana et super sahra. Par ailleurs, il n'existe que 6 variétés à croissance déterminée: top 48, super red, suzana, tomaland, zigana et super sahra.

1.2. - Ravageurs de *Lycopersicum esculentum* sous abris-serres

Au sein des espèces déprédatrices de la tomate, celles qui apparaissent les plus importantes par leurs méfaits sont les aleurodes, les mouches mineuses, les pucerons et les acariens. Une place particulière est réservée à *Tuta absoluta*.

1.2.1. – Acariens (Arachnida)

Les acariens les plus importants sur la tomate sont *Tetranychus urticae* (Koch) et *Aculops lycopersici* (Masse). Certaines serres sont aux prises avec des problèmes d'acariose bronzée de la tomate, chaque année, dès le mois de mai ou un peu plus tard, selon les conditions climatiques [17]. Dans certains cas, l'acariose peut se manifester très tôt. En raison de leur taille minuscule, ces acariens passent inaperçus. Quand le cultivateur s'aperçoit des premiers dégâts désignés par le bronzage des tiges, ils sont déjà très nombreux et l'attaque est généralisée. Trois grands groupes d'acariens ravageurs se distinguent notamment les tarsonèmes et les phytoptes. Le troisième groupe est formé par des acariens prédateurs pouvant jouer un rôle important dans les équilibres naturels ou même dans la lutte biologique. *Tetranychus urticae* présente plusieurs générations par an entre 7 à 9 parfois plus dans les serres. Il passe l'hiver à l'état de femelles abritées dans des cachettes variées tels que des débris de végétaux et des crevasses du sol. Après l'éclosion des œufs, le développement de *Tetranychus urticae* comporte avant l'état adulte trois formes différentes qui s'immobilisent chaque fois un certain temps avant de muer. Le développement de *Tetranychus urticae* est favorisé par les températures élevées et par la faible hygrométrie qui règne parfois dans les abris.

1.2.2. – Thrips

Ce groupe d'insectes est représenté surtout par *Thrips tabaci* (Lindeman) et *Frankliniella occidentalis* (Pergande). La principale espèce qui provoque des dommages sous-serre est le thrips des petits fruits ou thrips californien (*Frankliniella occidentalis*). Cette espèce, dont les adultes mesurent environ 0,75 mm de long, est de couleur jaunâtre et son stade de pupes se fait dans le sol [18]. La durée du cycle de développement varie en fonction de la nourriture et de la température (environ 19 jours à 20°C pour *Frankliniella occidentalis*). Les œufs, les larves et les adultes se développent sur le végétal, alors que la nymphose a lieu dans le sol ou à la surface dans des abris divers. Si les conditions sont favorables, la reproduction a lieu toute l'année. Les femelles hivernent généralement cachées dans un quelconque abri ou dans le sol. Les dégâts sont essentiellement provoqués par la prise de nourriture sur les organes végétaux comme les feuilles et les fruits. Les cellules mortes perdent leur coloration et forment des plages argentées.

1.2.3. Aleurodes

Ces insectes sont des ravageurs de première importance, notamment à cause des transmissions de virus [19]. Les espèces les plus fréquentes sont: *Trialeurodes vaporariorum* et *Bemisia tabaci*, principalement sur la tomate et les cucurbitacées. Récemment une nouvelle espèce a été signalée sur solanacées; il s'agirait d'*Aleurotrachelus trachoides*, originaire de la région américaine [17]. Les aleurodes sont des espèces très polyphages. Les dégâts directs se produisent suite au prélèvement de la sève et la production du miellat qui favorise le développement de champignons comme *Fumago salicina*. (Fungi, Ascomyceta) et *Capnodium oleaginum*. La prolifération de ces derniers se traduit par une couche noire désignée par fumagine. De ce fait la surface photosynthétique se retrouve réduite. Mais le grand danger des mouches blanches réside dans la transmission de maladies virales principalement celle des feuilles jaunes en cuillère (TYLCV: Tomato Yellow Leaf Curl Virus)[20].

1.2.4. – Pucerons

Les principales espèces qui retiennent l'attention sont *Aphis gossypii* (Galver), *Aphis fabae*, *Myzus persicae* (Sulzer), *Macrosiphum euphorbiae* (Thomas) et *Aulacorthum solani*. Ces différentes espèces se distinguent d'une part selon des critères morphologiques, et grâce à la connaissance des plantes sur lesquelles elles sont observées et d'autre part au type de dégâts éventuellement provoqués. Cette identification est indispensable si le cultivateur envisage de mener une lutte à l'aide d'auxiliaires, notamment sous-serre. Souvent de grandes colonies de pucerons s'installent sur la surface inférieure des feuilles. Elles se nourrissent en suçant la sève des plants et excrètent une substance collante, le miellat qui s'étale sur la surface du plant. Parmi les symptômes de l'infestation, il est à citer l'accumulation de miellat et la présence d'exuvies blanches sur les feuilles, les tiges et les fruits. Même s'ils sont relativement peu nombreux, les pucerons peuvent causer des pertes économiques importantes soit en détruisant les fleurs et soit en déposant le miellat sur les fruits. De graves infestations de pucerons provoquent un rabougrissement et des déformations du plant, des feuilles et même leur chute. Parfois, leur seule présence, entraîne la dévalorisation de certains légumes comme la laitue. Par ailleurs, ils sont capables de transmettre des virus aux plantes d'autant plus qu'ils se multiplient extrêmement vite et se dispersent facilement sur de longues distances.

1.2.5. - Mouches mineuses

Les principales espèces observées sont *Liriomyza bryoniae* (Kaltenbach) et *Liriomyza trifolii*. (Burgess). Les dommages causés par les mouches mineuses sont de deux ordres :

- Les dégâts directs sont provoqués par la pourriture engendrée par les larves à l'intérieur des feuilles et par les piqûres nutritionnelles des adultes. Une forte densité de mines peut considérablement réduire la surface photosynthétique et assurer une dessiccation et une chute prématurée des feuilles même sur les plants adultes. De même un nombre élevé de piqûres nutritionnelles est fort préjudiciable pour les jeunes plants en pépinière [21], [22].

- Les dégâts indirects sont représentés par la possibilité de transmission de virus par les adultes de *Liriomyza* sur le céleri et la pastèque [23]. Peu de travaux sont réalisés pour mettre en évidence une relation entre le nombre de mines par feuille et les pertes de rendements. Une première approche du seuil de nuisibilité est fixée à 15 mines par feuille pour *Liriomyza bryoniae* si les feuilles sont adjacentes au fruit [24]. Une corrélation élevée est obtenue entre le rendement d'un bouquet et le pourcentage de mines présentes sur les feuilles qui le surplombent [25]. La chute de rendement est directement liée au nombre de mines. Il est reconnu que 30 mines par feuille correspondent à 10 % de pertes et que 60 mines par feuille engendrent une diminution de rendement égale à 20 %. Les taux de photosynthèse sont considérablement réduits dans les feuilles présentant de nombreuses mines de *Liriomyza* [26].

1.3 - Mineuse de la tomate: *Tuta absoluta*

Cette mineuse de la tomate est un microlépidoptère de la famille des Gelechiidae classé à l'annexe A1 de l'OEPP. Présent en Amérique du Sud (Chili, Bolivie, Brésil, Colombie, Equateur, Paraguay, Uruguay, Pérou, Venezuela, Argentine), cet insecte est signalé pour la première fois en Europe en 2006 en Espagne (Comunidad Valenciana) [27]. Selon ces mêmes auteurs, en 2007 plusieurs foyers le long de la côte méditerranéenne dans la province de Valence et sur l'île d'Ibiza (Baléares) sont identifiés. En 2008, *Tuta absoluta* est signalé pour la première fois au Maroc, en Algérie et en France, précisément en Corse près d'Ajaccio, de Propriano et de Bastia.

1.3.1. - Taxonomie et nomenclature

Un bref historique de la systématique de *Tuta absoluta* est présenté, suivi par ses appellations vernaculaires.

1.3.1.1. - Historique de la taxonomie et la nomenclature

Tuta absoluta est nommée pour la 1^{ère} fois *Phthorimaea absoluta* par Meyrick en 1917. Depuis, le genre va être successivement changé en *Gnorimoschema*

absoluta Clarke en 1962 et en *Scrobipalpula absoluta* en 1964. Cette espèce sera placée en 1987 dans un nouveau genre, celui de *Scrobipalpuloides*. Le nom le plus usité aujourd'hui pour cette espèce est *Tuta absoluta* (Meyrick, 1917) Povolny, 1994 [28]. Selon Vargas (1970) et l'organisation européenne de la protection des plantes [29], [28], la position systématique de la mineuse de la tomate est la suivante:

Embranchement:	Arthropoda
Classe:	Insecta
Ordre:	Lepidoptera
Famille:	Gelechiidae
Sous famille:	Gelechiinae
Genre:	<i>Tuta</i>
Espèce:	<i>Tuta absoluta</i>

1.3.1.2. - Noms communs de la mineuse de la tomate

Dans le monde, elle est nommée en français mineuse sud-américaine de la tomate, en anglais tomato borer, south american tomato moth, tomato leaf miner ou south american tomato pinworm. En espagnol elle est dite polilla del tomate, polilla perforadora, cogollero del tomate, gusano minador del tomate, minador de hojas y tallos de la papa, en portugais: Traça-do-tomateiro et en arabe حفارة أنفاق الطماطم [28].

1.3.2. - Répartition géographique

La répartition de *Tuta absoluta* est présentée d'abord dans le monde, puis sur le pourtour du Bassin méditerranéen et enfin en Algérie.

1.3.2.1. – Présence de la mineuse de la tomate dans le monde

La mineuse sud-américaine de la tomate *Tuta absoluta* est un ravageur originaire d'Amérique du Sud où il est considéré comme l'un des ravageurs les plus redoutables des cultures de tomate [30], [31], [32]. Elle a gagné l'Argentine en 1964 par le Chili. Aujourd'hui, elle est présente également en

Bolivie, au Brésil, en Colombie, en Equateur, au Paraguay, au Pérou, en Uruguay et au Venezuela. Seule la Cordillère des Andes est indemne de *T. absoluta* où elle est absente à plus de 1000 m d'altitude, zone caractérisée par de basses températures [28]. En Asie, c'est au Japon que Clarke mentionne sa présence en 1962, sur *Solanum lyratum*[28]. Depuis, aucune signalisation n'a été effectuée dans cette région [33], [34].

Aux Pays Bas, *T. absoluta* est vue en janvier 2009 près de Venlo, puis dans le Sud-Est de l'Angleterre [35]. Au cours de 2009, *T. absoluta* gagne plusieurs pays d'Europe, comme la Russie en avril, dans la région de Kaliningrad, en mai, l'île de Malte, en juin la Grèce, en juillet le Portugal, puis les cultures de tomate sous-serre en Suisse, près de Genève et en septembre la Bulgarie. En Allemagne, le ravageur est présent dans la région de Baden-Württemberg, dans les stations d'emballage et sur des cultures de tomate en septembre. En Roumanie, *T. absoluta* envahit la tomate sous-serre. A Chypre, des attaques sont notées sur des cultures de tomate protégées en novembre. Enfin, la Slovénie souligne sa présence sous-serre en décembre. Ce redoutable papillon continue sa progression vers la Hongrie sur des cultures de tomate sous-serre en février 2010 [36], ainsi que vers l'Albanie, la Turquie, l'Ukraine, l'Egypte, la Bande de Gaza en Palestine, la Jordanie, la Syrie, le Liban, l'Irak et même l'Arabie Saoudite.

1.3.2.2. – Présence de *Tuta absoluta* dans le Bassin Méditerranéen

Tuta absoluta est mentionnée en premier en 2006, en Espagne dans différentes provinces notamment en Catalogne, en Andalousie et en Extremadura [37], [38]. D'après ces mêmes auteurs, plusieurs foyers sont identifiés en 2007, le long de la côte méditerranéenne près de Valence et sur l'île d'Ibiza. Au printemps 2008, c'est au tour de l'Italie d'être envahie par *T. absoluta* en particulier en Calabrie, en Campania, dans les Abruzzes, en Sardaigne et en Sicile [35]. La France n'est pas épargnée. Le déprédateur est observé en automne 2008 en Corse, dans le Var et dans les Bouches-du-Rhône [39]. Quelques mois auparavant, en avril 2008, c'est au Maroc que *T. absoluta* est signalée à Bouareg dans le Nador[40].

1.3.2.3. - En Algérie

L'attention des entomologistes est attirée par des maraîchers à la fin de l'hiver 2008 sur la présence de galeries inhabituelles sur des feuilles de tomate sous-serre. Les premiers foyers sont remarqués dans la commune de Mazagran (Mostaganem) [5]. Les fruits verts et mûrs ne sont sévèrement infestés qu'à partir de mai 2008. Afin de préciser l'identité de cet insecte, des feuilles infestées par des larves âgées ont été récoltées et placées dans des boîtes pour suivre son développement ultérieur. Il a fallu attendre l'émergence des adultes pour pouvoir déterminer *Tuta absoluta* (Lepidoptera; Gelechiidae) appelée communément mineuse de la tomate. Il est difficile de mentionner avec précision les voies d'introduction de *T. absoluta*. Sa présence en Algérie obéit au même itinéraire suivi par deux espèces ayant envahi par le passé l'Algérie (*Aleurothrixus floccococcus* et *Phyllocnistis citrella*). En effet, lorsqu'un insecte est signalé pour la première fois en Espagne, il est noté peu après en Algérie avec un décalage d'une année environ. Il faut préciser que les côtes espagnoles ne sont pas très éloignées du Littoral algérien. Les facteurs climatiques comme les vents, le trafic important des voyageurs et les échanges commerciaux très intenses entre les deux pays sont autant de voies de pénétration [41].

1.3.3. - Morphologie et bioécologie de *Tuta absoluta*

L'identification de *T. absoluta* est faite à l'aide de 3 outils scientifiques. Ce sont sa morphologie externe, ses génitalias et/ou la caractérisation moléculaire. La bioécologie de ce ravageur est prise en considération en deuxième partie.

1.3.3.1. - Morphologie externe

Les œufs sont de petites tailles (0,36 mm de long, 0,22 mm de large), de forme cylindrique et de couleur crème à jaunâtre. Les chenilles sont au départ de couleur crème (1^{er} stade) puis deviennent verdâtres et rose clair (2^{ème}, 3^{ème} et 4^{ème} stades). La chenille L3 mesure 4,5 à 4,6 mm long et le stade L4 (dernier stade) mesure 7,3 à 7,7 mm [42].

L'un des éléments d'identification de *T. absoluta* est la morphologie des nervures alaires. Comme tous les Gelechiidae, *T. absoluta* possède deux paires d'ailes. Celles de la 1^{ère} paire sont recouvertes d'écailles et de forme trapézoïdale à apex pointu [43]. Les antennes de cet insecte sont filiformes et représentent les 5/6 de la taille des ailes [39].

1.3.3.2. - Examen des génitalias mâles

L'examen des génitalias des lépidoptères en général, est important et très utilisé en systématique et parfois le seul critère possible de détermination. Les valves sont à la même hauteur que le *gnathos*. Elles sont aplaties, légèrement courbées avec une entaille dans leurs parties internes. Dans leurs parties centrales, elles présentent une forte expansion en forme de dent. Le *vinculum* est plus long que large. L'édéageou pénis est épais, muni d'un organe crochu au sommet[44].

1.3.3.3. - Génitalias femelles

Le canal copulateur est indépendant de la bourse copulatrice. Cette dernière a la forme d'un entonnoir conique dans ses deux tiers[44].

1.3.3.4. – Adulte et chenilles de *Tuta absoluta*

1.3.3.4.1. – Données morphologiques

La taille du papillon est de 10 mm de long et de 8 à 10 mm d'envergure. Les antennes sont filiformes. Des écailles gris argentées ornent les ailes, avec des taches noires sur les ailes antérieures (Fig. 1.1.) [39].



Figure 1.1. – Adulte de *Tuta absoluta*[45]

1.3.3.4.2. – Cycle biologique de la mineuse de la tomate

La femelle pond ses œufs sur la partie aérienne de la plante, préférentiellement sur les jeunes feuilles. Elle possède un fort potentiel de reproduction et peut émettre plus de 260 œufs, durant toute sa vie. Le cycle biologique de *T. absoluta* comprend après l'éclosion, 4 stades larvaires, un état nymphal et un état imaginal. L'hivernation s'effectue soit à l'état d'adulte, soit à un stade larvaire ou soit à l'état d'œuf [38]. Le nombre de générations par an en Espagne et en Italie est de 10 à 12 [38], [46]. Par contre en Argentine, il est de 5. Le cycle biologique est bouclé en 28 à 38 jours [38]. Cela dépend des conditions environnementales. Les études montrent que le cycle dure 76,3 j à 14°C, 39,8j à 19,7°C et 23,8j à 27,1°C [28]. Les durées de développement varient selon la température. Elles sont portées dans le tableau 1.1 [30].

Tableau 1.1 – Durée en jours du développement des différents stades selon la température

Stades de développement	Nbr. jours à 14°C.	Nbr. jours à 20°C.	Nbr. jours à 27°C.
Œuf	14,1	7,2	5,13
Chenilles	38,1	19,8	12,2
Chrysalide	24,2	12,1	6,5
Durée du cycle de l'œuf à l'adulte	76,4	39,7	23,8

(Nbr.: Nombres)

1.3.4. - Plantes hôtes

Tuta absoluta se développe principalement sur la tomate (*Lycopersicon esculentum*) mais aussi sur diverses autres espèces de Solanaceae cultivées telles que la pomme de terre (*Solanum tuberosum*), l'aubergine (*Solanum melongena*), la poire-melon ou pépino (*Solanum muricatum*), les piments (*Capsicum* sp.) et sauvages telles que la tomate sauvage (*Lycopersicon hirsutum*), la morelle douce amère (*Solanum dulcamara*), la morelle noire (*Solanum nigrum*), la morelle jaune (*Solanum elaeagnifolium*), *Solanum puberulum*, la datura stramoine (*Datura stramonium*), la datura féroce (*Datura ferox*) et le tabac glauque ou arborescent (*Nicotiana glauca*).

La principale plante hôte de *T. absoluta* est la tomate (*Lycopersicon esculentum*) [37]. Par ailleurs, cet insecte peut causer des dégâts sur la pomme de terre (*Solanum tuberosum*) [47], [48]. L'aubergine (*Solanum melongera*), le pépino (*S. muricatum* Aiton) et les Solanaceae adventices comme *S. nigrum*, *S. elaeagnifolium*, *Puberulum solanum*, *Datura* sp. et *Nicotiana glauca* peuvent héberger *T. absoluta* [49], [47]. En Argentine, le tabac peut être infesté par la mineuse de la tomate [28]. En 2009, il est signalé en Sicile (Italie) la présence de *T. absoluta* sur des plants de *Phaseolus vulgaris* [35].

1.3.4.1. - Symptomatologie et dégâts

En Algérie, ce lépidoptère est considéré comme l'un des principaux ravageurs de la tomate, sur laquelle il peut générer des pertes pouvant aller jusqu'à 80 et même 100 %.

Les dommages se manifestent par l'apparition sur les feuilles de galeries blanchâtres (seul l'épiderme de la feuille persiste, le parenchyme étant consommé par les chenilles) renfermant chacune une larve et ses déjections. Avec le temps les galeries se nécrosent et brunissent.

La mineuse de la tomate se nourrit aux dépens des feuilles, des tiges, des fleurs et des baies de la Solanaceae.

1.3.4.2. - Détériorations sur les feuilles

En infestant les feuilles, les chenilles créent des galeries ou mines et se nourrissent du tissu foliaire, laissant derrière elles leurs excréments de couleur noire, l'épiderme restant intact. Les galeries que les chenilles creusent sont les lésions les plus communes (Fig. 1.2) [50], [51].



24 mm

Figure 1.2. – Galeries des chenilles de *Tuta absoluta* sur des feuilles de tomate [46]

1.3.4.3. – Dégâts sur les tiges

Les galeries dans les tiges modifient le développement général des plantes. Les plants de tomate peuvent être infestés à n'importe quel stade végétatif, du plant depuis la pépinière jusqu'à la parcelle en fin de production (Fig. 1.3.). L'organisme nuisible est généralement facile à trouver, car il préfère les bourgeons apicaux (fleurs ou fruits nouveaux), sur lesquels la sciure noire est visible [48], [52], [53], [54].



Galerie
creusée par
de la chenille
de *T. absoluta*

33,33 mm



Figure 1.3. – Galeries des chenilles de *Tuta absoluta*
sur des tiges[55]

1.3.4.4. - Altérations des fruits

Les chenilles s'installent aussi bien dans les baies vertes que dans les fruits mûrs. Les tomates présentent des nécroses sur le calice ou des trous de sortie à leur surface. Les baies sont alors invendables et impropres à la consommation.

Les plants de tomate peuvent subir des dommages plus directs quand certaines chenilles âgées pénètrent dans les fruits qui se trouvent à leur portée, en creusant une galerie au-dessous du calice. Le fruit de la tomate peut être infesté dès la nouaison. L'entrée des galeries est un très petit trou, pas plus grand qu'une tête d'épingle, marqué par la présence d'un petit tas de "sciure" ou "chiure", excréments de l'insecte(Fig. 1.4.) [56].



Figure 1.4. – Dégâts des chenilles de *Tuta absoluta* sur tomate en fruits [57]

Les entrées des galeries situées sous le calice sont très discrètes et peuvent passer facilement inaperçues au moment de la mise en conserve. Il arrive aussi que les chenilles creusent des galeries dans le pourtour des tomates lorsque l'infestation est forte. Les galeries provoquées par la chenille constituent une porte d'entrée pour différents phytopathogènes, responsables de diverses pourritures.

1.4. – Ennemis naturels de *Tuta absoluta*

Tuta absoluta est sujette aux attaques de plusieurs ennemis naturels. Un inventaire bibliographique est présenté (Tableau 1.2.) [58].

Parmi ces derniers, sont à citer les punaises prédatrices des œufs et des chenilles autres que *Nesidiocoris tenuis*, comme *Macrolophus caliginosus* et *Amblyseius swirskiont*, les parasitoïdes des œufs tels que *Trichogramma* sp., les champignons et les bactéries entomopathogènes comme *Beauveria*, *Metarhizium* et *Bacillus thuringiensis* var. *kurstaki* [59], [60], [61].

L'un des insectes prédateurs utilisés fréquemment en lutte biologique en général, et contre *Tuta absoluta* en particulier est *Nesidiocoris tenuis* [62]. L'éthologie et le mode d'action de ce prédateur ont été précédemment détaillés [63], [64], [54].

Tableau 1.2. – Inventaire de la faune auxiliaire de *T. absoluta* dans le monde [60]

Espèces	Mode d'action	Origine
<i>Nesidiocoris tenuis</i> (Heteroptera, Miridae)	Prédateur (œuf et L1)	Région méditerranéenne
<i>Macrolophus caliginosus</i> (Heteroptera)	Prédateur	Région méditerranéenne
<i>Orius</i> (Heteroptera)	Prédateur	Région méditerranéenne
<i>Nabis pseudoferus ibericus</i> (Heteroptera)	Prédateur	Région méditerranéenne
Vespidae (Hymenoptera)	Prédateur	Région méditerranéenne
<i>Xylocaris</i> sp. (Coleoptera)	Prédateur	Amérique du Sud
<i>Cycloneda sanguinea</i> (Coleoptera)	Prédateur	Amérique du Sud
Phlaeothripidae (Thysanoptera)	Prédateur	Amérique du Sud
<i>Podisus nigrispinus</i> (Heteroptera)	Prédateur	Amérique du Sud
<i>Dicyphus</i> sp.(Heteroptera)	Prédateur	Région méditerranéenne
<i>Trichogramma achaea</i> (Hymenoptera)	Parasitoïde d'œufs	Espagne
<i>Trichogramma pretosium</i> (Hymenoptera)	Parasitoïde d'œufs	Amérique du Sud
<i>Trichogramma bactrae</i> (Hymenoptera)	Parasitoïde d'œufs	Amérique du Sud
<i>Bracon luciliae</i> (Hymenoptera)	Parasitoïde (L1 à L4)	Amérique du Sud
<i>Necremnus artynes</i> (Hymenoptera)	Parasitoïde (L1 à L4)	Espagne, Maroc
<i>Neochrysocharis formosa</i> (Hymenoptera)	Parasitoïde (L1 à L4)	Amérique du Sud
<i>Habrobracon hebetor</i> (Hymenoptera)	Parasitoïde (L1 à L4)	Amérique du Sud
<i>Dolichogenidea gelechiidivoris</i> (Hymen.)	Parasitoïde (L1 à L4)	Amérique du Sud
<i>Orgilus lepidus</i> (Hymenoptera)	Parasitoïde (L1 à L4)	Amérique du Sud
<i>Compoplex haywardi</i> (Hymenoptera)	Parasitoïde (L1 à L4)	Amérique du Sud
<i>Orgilus</i> spp. (Hymenoptera)	Parasitoïde (L1 à L4)	Amérique du Sud
<i>Chelonus</i> spp. (Hymenoptera)	Parasitoïde (L1 à L4)	Amérique du Sud
<i>Diadegma</i> spp. (Hymenoptera)	Parasitoïde (L1 à L4)	Amérique du Sud
<i>Temelucha</i> spp. (Hymenoptera)	Parasitoïde (L1 à L4)	Amérique du Sud
<i>Agathis</i> spp. (Hymenoptera)	Parasitoïde (L1 à L4)	Amérique du Sud
<i>Goniosus nigrifemur</i> (Hymenoptera)	Parasitoïde (L1 à L4)	Amérique du Sud
<i>Pseudoapanteles dignus</i> (Hymenoptera)	Parasitoïde (L1 à L4)	Amérique du Sud
<i>Dineulophus phthorimaea</i> (Hymenoptera)	Parasitoïde (L1 à L4)	Amérique du Sud
<i>Cornua</i> sp. (Hymenoptera)	Parasitoïde/ chrysalide	Amérique du Sud

L1 à L4: chenilles des stades de 1 à 4;

1.5. – Différents types de lutte contre *Tuta absoluta*

1.5.1. - Protection biologique intégrée(P.B.I.)

Elle est définie comme une protection phytosanitaire des cultures donnant la priorité à la lutte biologique contre les ravageurs, au moyens de lâchers d'auxiliaires, mais aussi de méthodes favorisant le développement des auxiliaires naturels et introduits[65]. Ainsi, la lutte biologique est associée dans un système de protection biologique intégrée (P.B.I.), dans lequel l'utilisation de pesticides sélectifs, préservant la faune auxiliaire est aménagée. Il est nécessaire de connaître la biologie du ravageur ciblé et de son cortège parasitaire, afin de déterminer l'impact de cette faune auxiliaire sur le ravageur. La P.B.I. intègre aussi les techniques culturales, l'utilisation des plantes résistantes aux ravageurs et d'autres techniques. L'utilisation des agents biologiques de contrôle se fait de trois façons [66]:

- Introduction d'un certain nombre d'entomophages exotiques, n'existant pas dans le milieu.
- Valorisation de l'entomofaune indigène
- Augmentation du nombre des populations de l'entomofaune indigène.

La P.B.I. a prouvé son efficacité. C'est une méthode raisonnée, qui demande un bon niveau de technicité[65]. Les principaux auxiliaires utilisés en P.B.I. sont des Hyménoptères, des Coléoptères, des Héteroptères, des Névroptères, des Tétranyques ou encore des Bactéries. Cette lutte combinée porte en premier sur des mesures prophylactiques, la lutte physique, la lutte biotechnologique, la lutte biologique et enfin la lutte chimique.

1.5.2. - Lutte physique

L'étanchéité des serres est d'une importance primordiale dans la lutte contre *T. absoluta*. Un filet anti-insecte de maille 6x9 fils/cm et imperméable aux adultes du ravageur, doit être bien posé. Son entretien régulier et la confection du système de sécurité et de l'automatisation (Safety and automation system: S.A.S.) des portes d'entrées étanches doivent être assurés [67]. Une bonne étanchéité des serres réduit la pression d'environ 80 %.

1.5.3. - Lutte biotechnologique

La lutte biotechnologique consiste en l'utilisation des phéromones dans la lutte contre *T. absoluta*. Elle se base sur le principe de la reproduction sexuelle des lépidoptères. Les essais menés avec la confusion sexuelle n'ont pas montré une efficacité satisfaisante. Par contre, le piégeage de masse des mâles a prouvé des efficacités variables de 10 à 90 %. Selon la pression du ravageur, cette pratique est plus efficace sur de faibles populations, ce qui veut dire qu'il faut la mettre en œuvre dès la plantation [68]. Afin d'atteindre les résultats escomptés, il est conseillé d'installer 20 à 40 pièges à eau par ha, selon le stade végétatif de la culture [60], de façon à couvrir l'ensemble des serres en vue de minimiser les chances d'accouplement entre les mâles et les femelles. D'autre part, le choix de la phéromone est capital, de même que son renouvellement. Il est recommandé de les renouveler toutes les 4 à 6 semaines [69]. Par ailleurs les phéromones sont utilisées en 1^{er} lieu dans le monitoring de *T. absoluta* [60]. La phéromone de *T. absoluta* a été décrite pour la 1^{ère} fois en 1995 et a pour formule 3E, 8Z, 11Z-tetradécatrien-1-yl acétate (TDTA) [70].

1.5.4. - Lutte chimique

Afin de minimiser les risques liés à l'utilisation des insecticides, il convient d'appliquer le produit adéquat au moment opportun et de respecter pour chaque produit, le nombre d'applications par an, les doses prescrites, l'alternance des matières actives d'un traitement à l'autre et le délai avant la récolte [71]. La lutte chimique doit être raisonnée, en fonction du niveau de risque déterminé par rapport aux captures hebdomadaires des adultes de *T. absoluta* dans les pièges Delta, et en fonction du niveau d'infestation sur la culture. Par ailleurs, il est primordial de tenir compte des effets secondaires sur les auxiliaires lors du choix des produits à utiliser [66]. En Europe plusieurs matières actives sont employées contre ce bio-agresseur, comme le thiacloprid, l'imidacloprid, l'indoxacarb, le neem, le spinosad, l'abamectine, et le lufenuron [60]. La lutte intégrée avant l'introduction de *T. absoluta* revenait plus chère que la lutte chimique à cause de la polyvalence, la diversité et le coût souvent faible des produits classiques utilisés contre la mouche blanche et les acariens. Mais compte tenu de la spécificité des

pesticides conseillés contre *T. absoluta* et l'absence de diapause chez ce ravageur, la lutte intégrée est devenue moins chère que la lutte conventionnelle. D'autre part, la forte demande des produits phytosanitaires dans les différents pays touchés par ce ravageur a fait que les fournisseurs n'arrivent plus à satisfaire l'explosion de la demande. Cette situation a rendu la lutte intégrée plus sécurisante. En outre, les mois d'avril, mai, et juin se sont montrés difficiles à franchir en n'utilisant que des pesticides à raison de 2 à 3 applications par semaine, à cause des conditions favorables pour le ravageur. Comme inconvénient important, la difficulté de respecter les délais avant la récolte oblige l'agriculteur à chercher d'autres types de lutte que l'emploi de pesticides[66]. En Algérie, le Ministère de l'agriculture, du développement rural et de la pêche(M.A.D.R.P.) a mis en œuvre une stratégie de lutte intégrée depuis l'été 2008, afin de combattre *T. absoluta*, qui avait sérieusement compromis la production de tomate en Algérie. Cette stratégie s'articule autour d'un ensemble de moyens de lutte basés essentiellement sur la lutte biotechnologique. Ce ministère soutient la lutte contre *T. absoluta* par le biais d'un fond financier, afin d'accompagner les maraîchers dans leur lutte contre ce nouveau bioagresseur.

1.5.5. - Lutte microbiologique

Les micro-champignons entomopathogènes occupent une place privilégiée parmi les agents de lutte biologique[72]. Des études réalisées sur différents isolats fongiques ont montré que les hyphomycètes comme *Beauveria bassiana* Balsamo Vuillemin (Ascomycota: Hypocreales) et *Metarhizium anisopliae*, peuvent être des agents prometteurs pour le contrôle du phytophage éventuellement en combinaison avec des pulvérisations de *Bacillus thuringiensis*[73]. La lutte biologique, précisément par l'utilisation des microorganismes, est une alternative très prometteuse pour assurer une protection phytosanitaire performante[73], [74], [75].

Un piégeage de masse permet de ralentir la reproduction de la population en utilisant 30 pièges/ha (les capsules sont renouvelées toutes les 4-6 semaines). Les chenilles sortent des galeries à plusieurs reprises au cours de leur développement. Des pulvérisations prophylactiques et régulières de bio-pesticides (*Bacillus thuringiensis*, azadirachtine) permettent d'éliminer les chenilles à ce

stade, contribuant ainsi à une meilleure lutte contre ce ravageur. Si les mesures prophylactiques et biologiques s'avérant insuffisantes, des interventions chimiques (spinosad, indoxacarbe) sont, alors, nécessaires afin de maintenir le ravageur sous le seuil de nuisibilité. Dans ce cas, il convient de limiter le nombre d'applications par saison et d'alterner les produits afin d'éviter la résistance du ravageur [76].

1.6. - Données bibliographiques sur les huiles essentielles

1.6.1. - Définition

L'huile essentielle est le parfum des plantes aromatiques. Elle s'appelle aussi l'essence ou l'huile volatile qui est un produit de composition généralement assez complexe renfermant les principes volatiles contenus dans les végétaux et plus ou moins modifiés au cours de la préparation[77]. Contrairement à ce que suppose la dénomination, ces extraits ne sont pas forcément huileux [78].

La norme Afnor NF T75-006[79]équivalent. La définition d'une huile essentielle est comme suit: « Produit obtenu à partir d'une matière première végétale, soit par entraînement à la vapeur, soit par des procédés mécaniques à partir de l'épicarpe de Citrus, soit par distillation sèche. L'huile essentielle est ensuite séparée de la phase aqueuse par des procédés physiques pour les deux premiers modes d'obtention; elle peut subir des traitements physiques n'entraînant pas de changement significatif de sa composition.» [80].

Parmi les espèces végétales (800.000 à 1.500.000 selon les botanistes) 10 % seulement sont dites "aromatiques", c'est-à-dire qu'elles synthétisent et sécrètent des infimes quantités d'essence aromatique par l'intermédiaire de poils, poches ou canaux sécréteurs. Les genres capables d'élaborer les constituants des huiles essentielles sont répartis dans un nombre limité de familles: Myrtaceae, Lauraceae, Rutaceae, Lamiaceae, Asteraceae, Cupressaceae, Poaceae, Zingiberaceae et Piperaceae[81],[77].

1.6.2. - Facteurs de variabilité de la composition des huiles essentielles

Etant formées de mélanges généralement complexes, les huiles essentielles présentent une très grande variabilité, tant au niveau de leur composition, qu'au plan du rendement des plantes d'origine. Cette variabilité peut s'expliquer par différents facteurs, qu'il est possible de regrouper en deux catégories:

- Facteurs intrinsèques, liés à l'espèce, au type de clone, à l'organe concerné, à l'interaction avec l'environnement (type de sol ou climat,...) et au degré de maturité du végétal concerné[82].
- Facteurs extrinsèques, en lien avec la méthode d'extraction [82], et la durée de stockage des matières premières [83]. L'origine géographique, la période de récolte, le lieu, la température et la durée de séchage, les parasites, les virus et les mauvaises herbes [84], [85], [86].

1.6.3. - Activités biologiques des huiles essentielles

Les huiles essentielles sont connues pour être douées de propriétés antiseptiques et antimicrobiennes. Beaucoup d'entre elles, ont des propriétés antitoxiques, antivenimeuses, antivirales, anti-oxydantes, et antiparasitaires. Plus récemment, il leur est reconnu également des propriétés anticancéreuses [87].

1.6.3.1. - Activité antioxydante

Le pouvoir antioxydant de ces huiles est développé comme substitut dans la conservation alimentaire. Ce sont surtout les phénols et les polyphénols qui sont responsables de ce pouvoir [88].

Pour ce qui concerne l'activité antioxydante, elle est de deux sortes selon le niveau de leur action: une activité primaire et une activité préventive (indirecte). Les composés qui ont une activité primaire sont interrompus dans la chaîne autocatalytique de l'oxydation. En revanche, les composés qui ont une activité préventive sont capables de retarder l'oxydation par des mécanismes indirects tels que la complexation des ions métalliques ou la réduction de l'oxygène...etc.[89].

Des études ont montré que l'incorporation des huiles essentielles directement dans les aliments tels que viandes hachées, légumes broyés, purées de fruit et yaourts, ou par application en vaporisation en surface sur l'aliment comme une pièce de viande, de la charcuterie, des poulets et des fruits et légumes entiers, contribuent à préserver l'aliment des phénomènes d'oxydation [90].

1.6.3.2. -Activité antibactérienne

Du fait de la variabilité des quantités et des profils des composants des huiles essentielles, il est probable que leur activité antimicrobienne ne soit pas attribuable à un mécanisme unique, mais à plusieurs sites d'action au niveau cellulaire [91], [92].

De façon générale, il a été observé une diversité d'actions toxiques des huiles essentielles sur les bactéries comme la perturbation de la membrane cytoplasmique, la perturbation de la force motrice de proton, la fuite d'électrons et la coagulation du contenu protéique des cellules [93], [94].

Le mode d'action des huiles essentielles dépend en premier lieu du type et des caractéristiques des composants actifs, en particulier de leur propriété hydrophobe qui leur permet de pénétrer dans la double couche phospholipidique de la membrane de la cellule bactérienne. Cela peut induire un changement de conformation de la membrane [95], [91].

Une inhibition de la décarboxylation des acides aminés chez *Enterobacter aerogenes* a été aussi rapportée par d'autres auteurs [96]. Les huiles essentielles peuvent aussi inhiber la synthèse de l'ADN, de l'ARN, des protéines et des polysaccharides [97], [98]. Néanmoins, certains composés phénoliques de bas poids moléculaire comme le thymol et le carvacrol peuvent adhérer à ces bactéries par fixation aux protéines et aux lipopolysaccharides pariétales grâce à leurs groupes fonctionnels et atteindre ainsi la membrane intérieure plus vulnérable [99].

La sensibilité des micro-organismes peut varier selon le germe testé car une huile essentielle peut être biocide à l'égard de certaines souches, biostatique par rapport à d'autres ou n'avoir aucun effet [100], des travaux ont montré l'importance de la spécification du genre et de l'espèce, ainsi que de la variété de la plante d'où provient l'extrait [101].

1.6.3.3. - Activité antifongique

Dans le domaine phytosanitaire et agro-alimentaire, les huiles essentielles ou leurs composés actifs pourraient également être employés comme agents de protection contre les champignons phytopathogènes et les microorganismes envahissant la denrée alimentaire [102], [103], [104]. Les huiles essentielles les plus étudiées dans la littérature pour leurs propriétés antifongiques appartiennent à la famille des Labiatae tels que le thym, l'origan, la lavande, la menthe, le romarin et la sauge. Etant donné la grande complexité de la composition chémotypique des huiles essentielles, malgré de possibles synergies certains auteurs préfèrent étudier l'effet d'un composé isolé pour pouvoir ensuite le comparer à l'activité globale de l'huile. Ainsi l'activité fongistatique des composés aromatiques semble être liée à la présence de certaines fonctions chimiques [105].

Cette activité est estimée selon la durée d'inhibition de la croissance déterminée par simple observation macroscopique. L'activité antifongique décroît selon le type de fonction chimique: phénols, alcools, aldéhydes, cétones, éthers ou hydrocarbures [106].

CHAPITRE II - PRESENTATION DE LA REGION D'ETUDE

Les points qui sont présentés concernent la situation géographique de la région d'étude comprenant le Sahel et le Littoral algérois, ainsi que les facteurs abiotiques et biotiques qui la caractérisent.

2.1. – Situation du Sahel et du Littoral algérois

Le Littoral algérois s'étend depuis Tipaza à l'ouest jusqu'à Surcouf à l'Est. Il est constitué par la façade maritime du Sahel à l'ouest et par une étroite bande côtière de la Mitidja à l'est (Fig. 2.5.)[107].

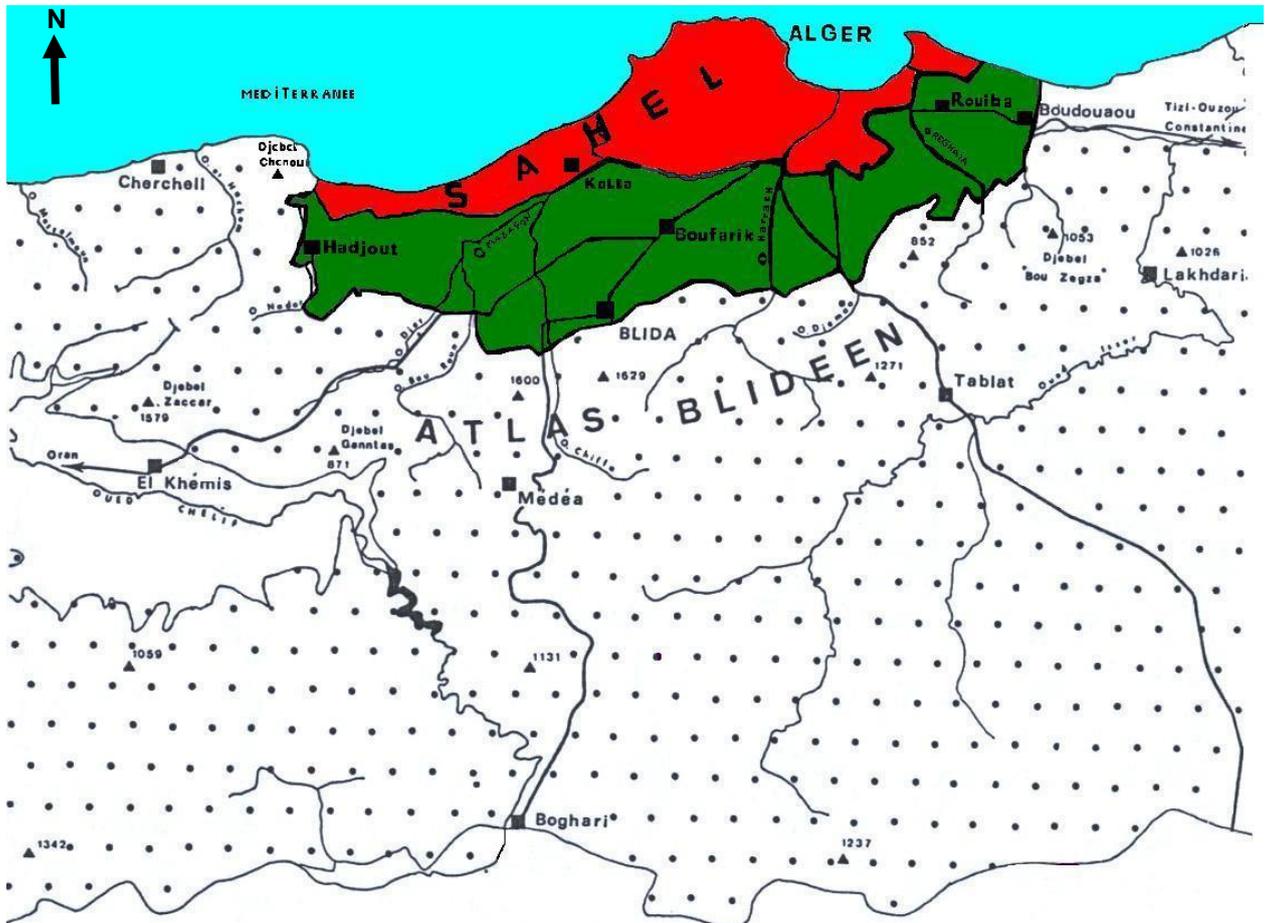


Fig. 2.5. – Situation géographique du Sahel et du Littoral algérois [107]

Echelle: 1 / 1.000.000

2.2. - Caractéristiques édaphiques de la région

Il est à remarquer que deux aspects retiennent l'attention. Ils sont d'ordres pédologiques et physiques.

2.2.1. – Aspects pédologiques de la région d'étude

Les sols du Littoral algérois sont, dans leur ensemble, sableux, convenables aux cultures maraîchères. La nature des sols du Littoral est variable d'un site à un autre. A l'ouest d'Alger, il est recouvert par des sols sableux. Depuis le centre jusqu'à Ain Taya, la texture est sablo-argileuse. Celle-ci est sableuse

humifère jusqu'à Dellys. Le seul inconvénient de ces sols est que leur teneur en colloïdes, argile et humus, est très faible. En conséquence leur capacité de rétention à l'égard de l'eau est faible, ce qui implique le besoin d'apports d'amendements organiques [108].

2.2.2. – Aspects physiques de la région d'étude: relief

La majeure partie du territoire de la région se compose de plaines légèrement en collines constituées de terrains sablonneux.

2.3. - Caractéristiques climatiques du Sahel et du Littoral algérois

Le climat avec toutes ses composantes peut être un facteur limitant de tous les êtres vivants. Il règle non seulement leurs activités et leurs cycles de vie, mais aussi leurs répartitions dans l'espace et dans le temps [109]. Dans le cadre de ce travail, il est tenu compte des principaux facteurs climatiques.

2.3.1. – Températures de la région d'étude

C'est un facteur essentiel pour expliquer certains résultats et comportements des êtres vivants. Ce facteur agit surtout par son intensité. Ce sont surtout les valeurs extrêmes qui montrent l'effet de celui-ci sur les insectes [110]. Dans les tableaux 7 et 8 ci-dessous mentionnés, les valeurs des températures prélevées dans la station météorologique de l'Institut Technique des cultures maraîchères et industrielles (I.T.C.M.I.) de Staoueli entre 2012-2015 et les moyennes d'une décennie (1997-2007) sont indiquées. Les valeurs des moyennes des températures mensuelles au cours d'une décennie, dans le Littoral algérois sont rassemblées dans le tableau 2.3.

Tableau 2.3. – Moyennes des températures mensuelles dans le Littoral algérois pour la période (1997-2007)[111]

Mois	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII
T.max	16,09	16,44	17,82	20,26	23,60	28	30,80	31,72	28,05	25,7	19,96	17,10
T.min.	8,54	9,23	9,89	12,99	15,75	18,80	21,70	20,59	19,70	17,40	10,61	10,40
T.moy.	12,32	12,84	13,86	16,63	19,68	23,40	26,30	26,16	23,88	21,55	15,29	13,70

T °C: Température en degré Celsius.; max: Maximum; min: Minimum, Moy.: Moyenne.

Les différentes valeurs enregistrées au cours de la décennie (1997-2007) indiquent que les moyennes les plus élevées des maxima sont notées en juillet (26,3 °C) et que le mois le plus froid est janvier (12,3 °C) (Tab. 7). Les moyennes des températures mensuelles du Littoral algérois, lors des campagnes agricoles 2012-2013, 2013-2014 et 2014-2015 sont portées dans le tableau 2.4.

Tableau 2.4. – Moyennes des températures mensuelles dans le Littoral algérois (campagnes agricoles 2012-2013, 2013-2014 et 2014-2015) [112]

	2012			2013								
Mois	X	XI	XII	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX
T° min (°C)	17	15	9,45	7,38	6,21	8,57	13	14,5	18	20	20	18
T° max (°C)	25	23	20	16,56	14	16,66	22	21,5	26	31	29	27

	2013			2014								
Mois	X	XI	XII	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX
T° min°C	16,85	10,12	7	9,36	7,08	10	12,75	15	20	22	21	20
T°max°C	28	19	18	16,66	17,5	19	22,6	24	26,5	28	31	29,5
	2014			2015								
Mois	X	XI	XII	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX
T° min°C	16,5	12	8,30	7	6,3	8,5	11,5	17,5	17	19,33	-	-
T°max°C	28,5	24	16,20	16	13,8	19	23	26,8	29	33,16	-	-

T° min°C.: Moyenne des Températures minima, T°max°C.: Moyenne des Températures maxima; - : données absentes

Les données des campagnes agricoles 2012-2013, 2013-2014 et 2014-2015 indiquent que les moyennes des températures minimales les plus basses sont observées en décembre, janvier, février et mars ($6,2\text{ °C} \leq T^{\circ}\text{C} \leq 10\text{ °C}$). La moyenne des températures les plus élevées est enregistrée en août ($29\text{ °C} \leq T^{\circ}\text{C} \leq 31\text{ °C}$) (Tab. 2.4).

2.3.2. – Pluviométrie de la région d'étude

La pluviométrie est un facteur essentiel pour déterminer les périodes sèches et les périodes humides au cours de l'année. Les quantités de pluie de chaque mois durant la décennie 1997-2007 sont présentées dans le tableau 2.5.

Tableau 2.5. – Pluviométries mensuelles moyennes obtenues dans le Littoral algérois lors de la décennie (1997-2007)[111]

	Mois											
	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII
H (mm)	80,4	55,4	40,4	34,5	47,3	1,8	0,9	5,1	25,1	24	105,7	199,7
N. Jrs	9,4	8	6,8	6,1	4,2	0,5	0,3	0,9	4,2	3,2	9,5	10,5

H (mm): Hauteurs de pluie en millimètres; N.Jrs: Nombres de jours.

Pour la décennie (1997-2007), une irrégularité dans la pluviométrie est à noter (Tab. 2.5.). Ainsi avec 199,7 mm, le mois de décembre apparaît le plus pluvieux, alors que juillet se montre le plus sec avec seulement 0,9 mm en moyenne.

La pluviométrie de chaque mois durant les campagnes agricoles 2012-2013, 2013-2014 et 2014-2015 est présentée dans le tableau 2.6.

Tableau 2.6 – Pluviométrie mensuelle dans le Littoral algérois (campagne agricole 2012-2013, 2013-2014 et 2014-2015)[112]

Mois	2012			2013								
	X	XI	XII	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX
Pluviométrie mm	44	93,5	88	96	100	25	76	113	00	35	40	15

	2013			2014								
	X	XI	XII	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX
Pluviométrie mm	18,7	200	168	71	55	60	10	36	15	10	10	00

Mois	2014			2015								
	X	XI	XII	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX
Pluviométrie mm	38	75	166	85	80	46	00	10	5	00	10	-

Pour ce qui concerne les précipitations durant les campagnes agricoles 2012-2013, 2013-2014 et 2014-2015, il est à remarquer qu'elles sont irrégulières. Mais du point de vue quantitatif, les pluies sont importantes pendant les mois d'automne et d'hiver.

2.3.3. – Vents de la région d'étude

Le vent peut être caractérisé par sa direction et sa vitesse. Il joue le rôle de facteur de dispersion des insectes[110]. Il est à noter que dans la région de Staoueli, les vents soufflent surtout vers l'ouest en hiver et même en automne. C'est vers le nord / nord-est qu'ils interviennent au printemps et en été. En fait deux types de vents préoccupent l'agriculteur compte tenu de leurs actions néfastes sur les plantes cultivées. Il s'agit des vents puissants et du sirocco. Il est à rappeler que les vents forts brisent les branches des arbres et endommagent même les serres. Quant au sirocco, vent chaud et sec du secteur sud, il est craint car il accroît l'évapo-transpiration et accélère le dessèchement des plantes.

2.3.4. – Hygrométrie dans la région d'étude

L'humidité dépend de plusieurs facteurs notamment de la quantité d'eau tombée, du nombre de jours de pluie, de la forme de ces précipitations, orage ou pluie fine, de la température, des vents et de la situation de la station prise en considération. Selon les mêmes auteurs, l'humidité relative est le rapport en pourcentage entre la tension de la vapeur d'eau observée à une température donnée et la tension maximale de cette vapeur d'eau à la même température. Dans le tableau 2.7., les valeurs moyennes sur 10 ans (1997-2007) sont portées [109].

Tableau 2.7. – Moyennes de l’humidité relative maximale et minimale dans le Littoral algérois d’une décennie (1997-2007)[111]

		Mois											
		I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII
HR %	H.max (%)	79,4	77,5	75,8	73,9	77,8	75,8	74	73,1	65,9	77,5	78,2	78,6
	H.min (%)	53,9	51,8	45,8	43,4	46,5	38,3	38,6	40,3	39,2	42,7	51,2	52

HR % : Humidité relative; H.max (%) : Humidité maximale; H min (%) : Humidité minimale

D’une manière générale les valeurs de HR % sont élevées. Elles commencent à diminuer vers la fin de l’hiver jusqu’au début de l’automne.

Les valeurs de l’humidité relative de l’air concernant les campagnes agricoles 2012-2013, 2013-2014 et 2014-2015 sont rassemblées dans le tableau 2.8.

Tableau 2.8. – Humidité relative maximale et minimale dans le Littoral algérois (campagnes agricoles 2012-2013, 2013-2014 et 2014-2015) [112]

Mois	2012			2013								
	X	XI	XII	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX
H.R (%)	70	70	75	75	80	70	70	85	65	65	75	70

Mois	2013			2014								
	X	XI	XII	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX
H.R (%)	70	75	75	70	65	70	70	75	65	70	75	70

Mois	2014			2015								
	X	XI	XII	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX
H.R (%)	75	75	70	70	65	70	75	75	70	75	-	-

H.R.: Humidité relative; -: valeurs absentes

Les valeurs de l’humidité de l’air durant les campagnes agricoles 2012-2013, 2013-2014 et 2014-2015 sont particulièrement élevées ($65 \% \leq \text{H.R \%} \leq 85 \%$).

2.3.5. - Synthèseclimatique

En utilisant à la fois les valeurs des températures et de la pluviométrie, il est possible de mieux caractériser le climat d'une région donnée. En effet le diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gausсен sert à déterminer les accidents climatiques de l'année en cours qui peuvent influencer sur les plantes cultivées. Quant au climagramme pluviothermique d'Emberger, il permet de connaître à quel étage bioclimatique la région d'étude appartient.

2.3.5.1. – Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gausсен

La répartition des saisons sèche et humide est déterminée par le diagramme ombrothermique de Gausсен, réalisé à l'aide de précipitations mensuelles P et des températures moyennes mensuelles T, de manière à ce que l'unité de P soit double de celle de T.

La sécheresse s'établie lorsque pour un mois donné le total des précipitations exprimées en millimètres est inférieur au double de la température exprimée en degré Celsius ($P < 2T$). Pour tracer le graphe, les mois sont portés en abscisses et les températures en ordonnées à gauche et les précipitations à droite[110].

Le diagramme de l'année 2010-2011 (Fig. 2.6.) fait ressortir deux périodes, l'une humide et l'autre sèche. La période humide s'étale de mars à avril et pendant les mois de janvier, septembre et décembre. La période sèche s'étale du mois de mai à août, d'octobre à novembre et durant le mois de février.

Le diagramme ombrothermique a été réalisé à l'aide de données de la station météorologique de l'Institut Technique des Cultures Maraîchères et Industrielles de Staoueli (I.T.C.M.I).

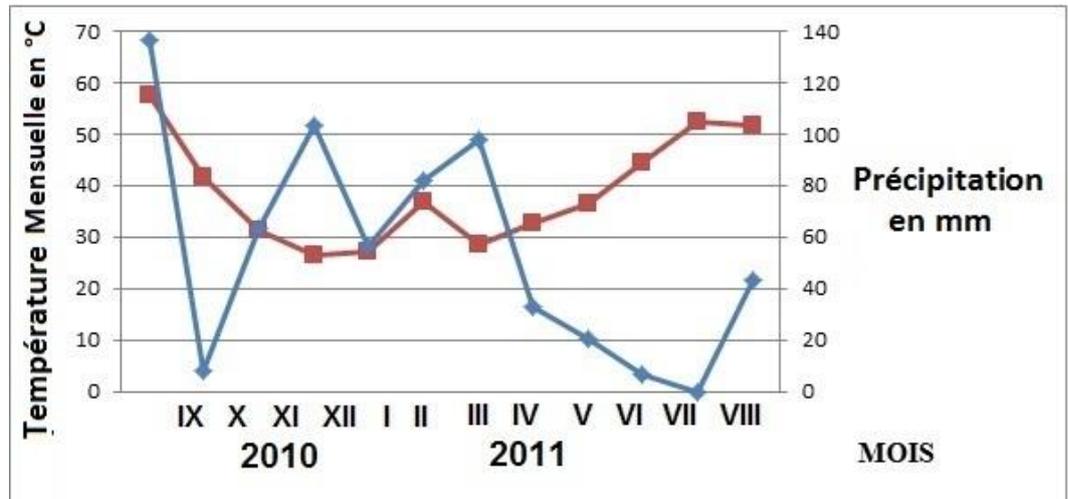


Figure 2.6. –Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gausсен de la région de Fouka marine, (années 2010 – 2011)

2.3.5.2. – Climagramme pluviothermique d'Emberger

Un quotient pluviothermique permettant de distinguer les différentes nuances du climat méditerranéen. Il est calculé selon l'équation suivante [113]:

$$Q_2 = 3,43 (P / (M - m))$$

P: Pluviométrie annuelle exprimée en mm.

M: Moyenne des températures maxima du mois le plus chaud exprimé en °C.

m: Moyenne des températures minima du mois le plus froid exprimé en °C.

Pour calculer ce quotient, les données de la décennie 1997-2007 sont prises en considération,

$$P = 620,27 \text{ mm.}$$

$$M = 31,72 \text{ °C.}$$

$$m = 8,54 \text{ °C.}$$

$$Q_2 = 3,43 \times (620,27 / (31,72 - 8,54)) ; Q_2 = 91,78$$

En reportant la valeur **Q₂** qui est **91,78** et **m** qui est **8,54°C** dans le climagramme d'Emberger (Fig. 2.7), il en ressort que le Littoral algérois se situe dans l'étage bioclimatique **Sub-humide à hiver chaud**.

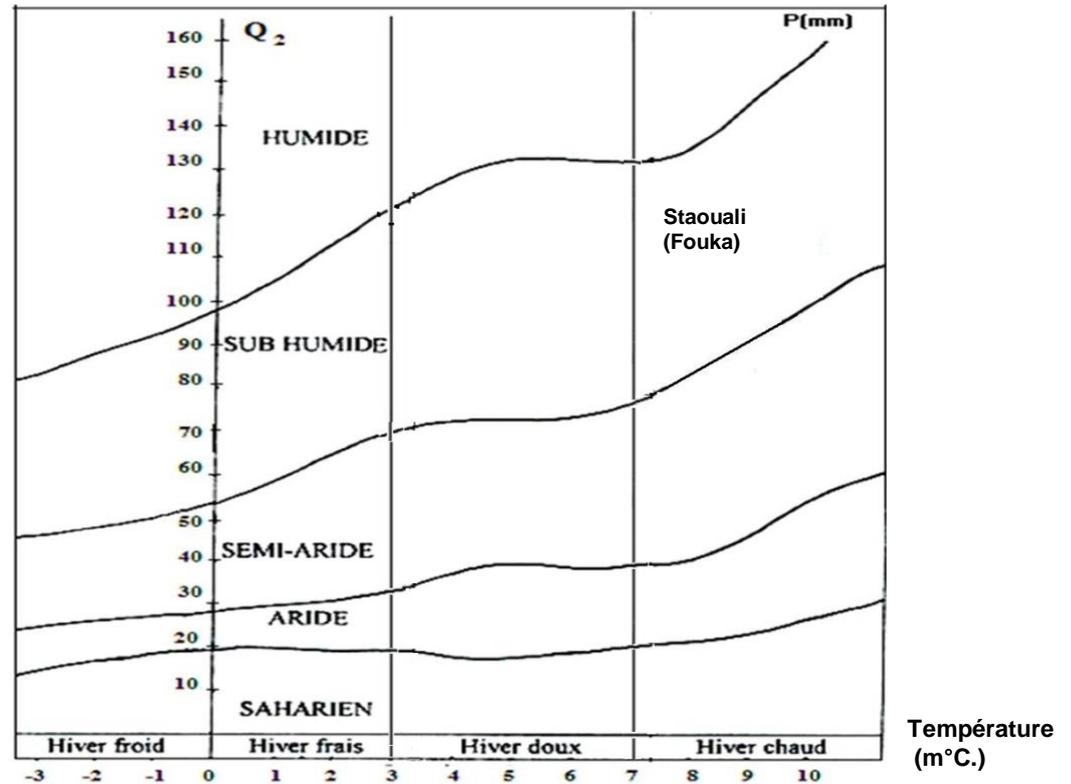


Figure 2.7. – Localisation du Littoral algérois dans le climagramme d'Emberger

2.4. - Données bibliographiques sur la flore de la région d'étude

A l'origine, la végétation du Sahel algérois présentait les principales formations caractéristiques du bassin méditerranéen. A l'heure actuelle, il y a le chêne-liège et le pin d'Alep. Entre Mahelma et Zéralda des pins d'Alep, des eucalyptus et des cyprès occupent un grand terrain d'une superficie de 330 ha. Le long de la plaine côtière, entre l'Oued Mazafran et Azur plage, la forêt littorale de Zéralda est boisée en *Pinushalepensis* et en *Juniperus* sp. Dans le Nord-Ouest, le long des plaines côtières, pousse une végétation luxuriante, mêlée de cultures tels que les agrumes. Il est possible de diviser le Sahel algérois en deux parties, soit le Sahel littoral, zone à vocation maraîchère avec quelques forêts qui s'intègrent aux plages et le Sahel sublittoral à vocation arboricole fruitière [114].

2.5. - Données bibliographiques sur la faune de la région d'étude

La faune de la région de Staouéli est composée d'invertébrés et de vertébrés. Les invertébrés sont fort nombreux et leur inventaire est loin d'être achevé. Les verre de Terre comporte 06 espèces, dont la plus connues est *Allolobophora rosea*[115]. Les escargots sont notamment représentés par les Helicidae [116]. Les arthropodes sont les plus abondants en nombre d'espèces et d'individus, et comprennent les arachnides, des crustacés, des myriapodes et surtout des insectes [117].

Environ, 150 espèces d'oiseaux vivent dans le Sahel algérois [118] notamment le bulbul des jardins (*Pycnonotus barbatus* Desfontaines, 1789) [119]. Dans le Sahel algérois, le moineau hybride (*Passer domesticus* x *P. hispaniolensis*) retient l'attention de plusieurs auteurs [120] [121]. Les reptiles et les amphibiens ne comptent que peu d'espèce. Les plus connues dans la région sont le crapaud de Maurétanie [*Amietophrynus (Bufo) mauritanicus* (Schlegel, 1841)], le discoglosse peint (*Discoglossus pictus* Otth, 1837) et la tarente [*Tarentola mauretanic* (Linné, 1758)]. Malgré son anthropisation, le Sahel algérois possède une faune assez riche. Les grands mammifères ont disparu. Mais il reste encore 15 espèces de mammifères de tailles petites et moyennes, dont les plus nombreux sont des rongeurs au moins au nombre de sept. Ils remarquent que le sanglier (*Sus scrofa* Linné, 1758) pullule dans la région[122].

CHAPITRE III - MATERIEL ET METHODES

Après le choix des stations d'étude, les modalités de l'enquête sur les principales actions entreprises au niveau des serres sont exposées et sont suivies par les méthodes adoptées sur le terrain et au laboratoire. L'idée d'intégrer la lutte biologique dans la stratégie de la protection intégrée en associant les micro-organismes avec les huiles essentielles est initiée. Il s'en suit une démarche expérimentale, en commençant par l'extraction d'une huile essentielle avant d'entreprendre la sensibilité des larves de *Tuta absoluta* à ces huiles seules et en association avec des micro-organismes. Une étude de la relation de la symptomatologie soit le nombre des mines et l'évolution de la qualité biochimique (valeur nutritionnelle) de la tomate est entreprise.

3.1. - Choix de la station "école aux champs" à Fouka (Tipaza)

La station retient l'attention à cause de son activité intense. C'est une exploitation agricole individuelle (EAI n°48) Chahid Abed Hamid ex domaine 82, se situant à Fouka marine. Elle est limitée au sud par la route nationale n°11 et Koléa, à l'ouest par le port de Fouka et Bou-Smail, à l'est par Douaouda et au nord par la mer Méditerranée. Sa superficie est de 7,65 hectares (Fig. 3.8, 3.9 et 3.10). La nature du sol est sablo-limoneuse, à texture légère. Elle comprend 30 serres. La technique employée pour l'irrigation est celle de la goutte à goutte assurée grâce à 4 points d'eau et à 1 bassin. Sa vocation maraîchère et la rigueur de sa gestion a fait qu'elle est choisie dans le programme des écoles aux champs soutenue par la FAO en Algérie. En effet, dans cette exploitation, les maraîchers se réunissent une fois par semaine, afin d'apprendre à reconnaître les divers bioagresseurs des cultures maraîchères et à se familiariser avec les nouvelles techniques biotechnologiques de l'agriculture. Ce programme est accompagné par un facilitateur qui est représenté par un technicien, cadre du ministère de l'agriculture, du développement rural et de la pêche.



Figure 3.8. - Localisation de la région de Fouka marine (Google earth, 2015)



Figure 3.9 - Ecole aux Champ à Fouka marine (Tipaza) (photographie originale)



Figure 3.10. -Station de l'école aux champs à Fouka (Tipaza) (photographies originales)

3.2. - Enquête sur les principales actions entreprises au niveau des serres

Une enquête a été menée au cours de l'année 2012 et 2013.

Plusieurs points ont fait objet de notre étude soit:

- la pollinisation par les bourdons
- les lâchers d'auxiliaires utiles
- l'utilisation des pesticides
- les traitements phytosanitaires

3.3.- Méthodes adoptées sur le terrain et au laboratoire

Pour la réalisation du présent travail plusieurs méthodes sont adoptées que ce soit sur le terrain ou au laboratoire.

3.3.1. – Techniques employées sur le terrain

Les différents types de lieux d'expérimentation sont présentés. Deux aspects retiennent l'attention. Ce sont la détermination des taux d'infestation des populations de *T. absoluta* sous serre et en plein champ et les méthodes de lutte contre ce même ravageur.

3.3.1.1 – Différents types de lieux d'expérimentation

Dans cette partie les techniques d'étude des taux d'infestation par *T. absoluta* dans différentes serres de tomate dont une en pépinière (Fig. 3.11), une protégée par un filet "Insect-Proof" (Fig. 3.12) et deux autres à pratiques locales (Fig. 3.13 et 3.14) sont expliquées. Le travail est mené parallèlement en plein champ durant la période du 1^{er} décembre 2012 au 30 juin 2013 (Fig. 3.15). Deux moyens de lutte bio-technologique, soit les pièges à phéromones à eau et à Delta ainsi que le filet Insect-Proof sont étudiés.

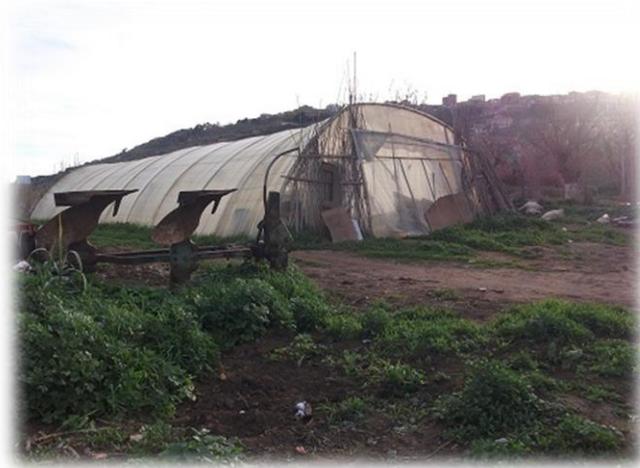


Figure 3.11. - Serre pépinière (photographies originales)



Figure 3.12. - Serre protégée par filet Insect-Proof (photographies originales)



Figure 3.13. - Serre non protégée par le filet Insect-Proof (à Pratiques locales: témoin 1) (photographie originale)



Figure 3.14. - Serre à pratiques locales: témoin 2 (non protégée par le filet Insect-Proof) (photographie originale)



Figure 3.15. – Expérience en plein champ (photographies originales)

3.3.1.2 – Détermination des taux d'infestation des populations de *T. absoluta* sous serre

Il s'agit d'estimer le pourcentage d'infestation atteint par la population larvaire, infestant les feuilles. Il est estimé de la façon suivante: 300 feuilles sont prélevées dans la serre à pratiques locales et dans celle à Insect-Proof. Les feuilles échantillonnées le sont au hasard qu'elles soient basales, à hauteurs moyennes ou apicales. Le décompte du nombre de feuilles minées par rapport à celui de l'ensemble des feuilles récoltées est effectué par la suite au

laboratoire. Ce taux est estimé une fois par semaine durant la période allant du 1 décembre 2012 jusqu'au 30 juin 2013.

$$\text{Taux d'infestation (T. infest. \%)} = \frac{\text{Nombre de feuilles minées}}{\text{Nombre total de feuilles observées}} \times 100$$

3.3.1.3. – Méthodes de lutte contre *Tuta absoluta*

La stratégie de lutte établie contre la mineuse de la tomate (*T. absoluta*) met en action un ensemble de moyens de lutte biotechnologiques dont ceux des pièges à phéromone sexuelle de type delta, des pièges à eau et du filet anti-insectes (filet Insect-Proof).

3.3.1.3.1. – Pièges à phéromones type Delta

Le piège de type Delta est de forme triangulaire suspendu par une ficelle à différentes hauteurs selon la taille des plants de tomate. Une plaque engluée est étalée horizontalement à l'intérieur du piège et porte en son centre une capsule contenant la phéromone sexuelle de la femelle de *T. absoluta*. Les papillons mâles attirés par la phéromone se heurtent à la plaque engluée et s'y collent (Fig. 3.16)[123].



Figure 3.16 - Piège à glu type Delta (photographies originales)

3.3.1.3.2. – Pièges à phéromones à eau

Le piège à eau se présente sous la forme d'un bac rempli avec une solution savonneuse et sur lequel est suspendue la capsule de phéromone sexuelle. Une fois le papillon mâle à l'intérieur, il est piégé et s'épuise en volant et tombe dans l'eau (Fig. 3.17). Ainsi 3 pièges à phéromones sexuelles à eau, remplis aux 2/3 de leur hauteur et contenant une solution pour savonneuse sont installés par terre, distants l'un de l'autre de 4 m à l'intérieur de la serre pépinière afin de dénombre *T. absoluta* qui infeste les jeunes plantules de tomate.



Figure 3.17. - Pièges à phéromones à eau (photographies originales)

Les pièges à phéromone ont un grand intérêt en agriculture. C'est un moyen de prévention, de monitoring et de diagnostic. L'objectif de leur emploi est d'abord de détecter la possible présence du ravageur, puis d'évaluer le risque potentiel pour la parcelle et ensuite de déclencher les traitements insecticides en temps opportun. C'est aussi un moyen de lutte biotechnologique très efficace qui permet de réduire les effectifs de ce ravageur des cultures sans l'utilisation des pesticides. Les pièges à phéromones sont faciles à mettre en place, puisqu'ils ne demandent ni main d'œuvre qualifiée et ni temps. Les capsules à phéromone ont une durée de vie de 4 semaines. Il existe des inconvénients. En absence de serres hermétiques, l'utilisation des pièges à phéromones risque de favoriser l'attraction d'une plus grande proportion de papillons dans la serre et de ce fait l'infestation de la culture. De plus l'efficacité de la capsule diminue avec le temps, donc il faut la changer régulièrement.

3.3.1.3.3. – Emploi du filet Insect-Proof

Le filet anti insectes (Insect- Proof) est un filet à mailles de 950 μm . Il est tendu aux deux portes et aux 8 ouvertures latérales, afin d'empêcher la pénétration des papillons de la mineuse dans la serre. (Fig. 3.18). Aucun insecticide n'est utilisé.



Figure 3.18 - Serre protégée par un filet anti-insectes (filet Insect- Proof)
(photographies originales)

L’Insect-Proof présente des avantages. En effet le maillage est plus petit que la taille du papillon. Il l’empêche de ce fait de pénétrer dans les serres et diminue les infestations. Il permet aussi la protection de la serre contre tout autre ravageur, comme les noctuelles de la tomate. Il permet une meilleure aération de la serre, ce qui induit une diminution de l’humidité, facteur important du développement des différentes pathologies bactériennes et fongiques. Par contre si le maillage n’est pas adapté le filet Insect-Proof peut engendrer une augmentation de la température et de l’humidité. De ce fait, des dégâts considérables peuvent apparaître au niveau des cultures. Néanmoins le seul inconvénient de cet outil est son prix d’achat sur le marché national, car il reste cher et onéreux pour le simple agriculteur.

3.3.1.3.4. – Description de la méthode des pots-pièges

Le pot enterré est un piège d’interception. Il permet de capturer les Invertébrés et quelquefois même des Vertébrés qui se déplacent activement à la surface du sol [124]. Effectivement les insectes qui circulent sur le sol, les amphibiens et les micromammifères sont pris dans ce type de piège[125]. Les pots Barber sont des récipients de forme cylindrique de 1 dm³ de volume, enterrés verticalement, de manière à ce que sa limite supérieure vienne coïncider avec la surface du sol. Soigneusement, la terre est tassée tout autour de l’ouverture, afin d’éviter l’effet barrière pour les petites espèces [126]. Les pots sont remplis au tiers de leur hauteur d’eau. Il est toujours conseiller d’ajouter une pincée de détergent qui va jouer le rôle de mouillant pour empêcher toute évasion ultérieure hors du piège des individus capturés (Fig. 3.19). C’est une méthode très facile à mettre en œuvre sur le terrain. Elle ne demande pas de main d’œuvre spécialisée, ni de matériel coûteux. Il suffit de disposer de 10 à 12 boîtes de conserve vides de 1 dm³ de volume chacune, d’une binette pour creuser le sol, de l’eau et d’un peu de savon liquide ou en poudre. Les résultats obtenus grâce à cette technique peuvent être exploités par la suite à l’aide de différentes indices écologiques et grâce à des méthodes statistiques.

Le risqué d’évaporation de l’eau contenue dans les pots est très élevé en période estivale, ce qui peut fausser les résultats. Par ailleurs en période hivernale ils peuvent être remplis par l’eau de pluie. Cette méthode peut capturer des insectes

terrestres de passage, et de ce fait elle ne donne pas une image réelle de l'entomofaune du site.



Figure 3.19 - Mise en place sur le terrain des pots Barber (photographie originale)

3.3.1.3.5. –Description de la méthode des assiettes jaunes

Dans la partie suivante la méthode des assiettes jaunes est décrite. Puis les avantages et les inconvénients notés par l'opérateur sont exposés. La couleur préférentielle pour la plupart des insectes est le jaune citron [127]. Ce sont en fait des bassines en matière plastique de couleur jaune de 30 cm de côté, remplies d'eau au tiers de leur hauteur. Une pincée ou quelques gouttes de détergent sont ajoutées comme mouillant et conservateur pour empêcher les insectes piégés de s'échapper, une fois pris. Ces pièges sont particulièrement efficaces à l'égard des insectes héliophiles et floricoles. Les espèces capturées sont ensuite séchées puis déterminées au laboratoire (Fig. 3.20). C'est une technique facile à mettre en place sur le terrain [124]. Elle n'est pas coûteuse ni en temps, ni en argent ou en main d'œuvre. Elle est réalisable sur tous les types de terrains. Elle n'est pas conditionnée par le temps. Elle permet un ramassage facile des insectes en parfait état ce qui les rend aisément déterminables. Les pièges colorés sont d'une grande efficacité. Ils permettent de recenser avec beaucoup de finesse la faune d'un endroit précis. Les pièges jaunes possèdent une double attractivité d'une part par leur teinte et d'autre part

par la présence de l'eau. C'est cette double attractivité qui est reprochée à ce type de piège [128].



Figure 3.20 - Mise en place dans la serre des pièges jaunes colorés
(photographie originale)

Les pièges dans les différentes serres sont récapitulés dans la figure 3.21:



Serre protégée par filet Insect-Proof: 3 Pièges à phéromones type « Delta » un à l'entrée de la serre, l'autre au milieu et le dernier à la sortie + 3 assiettes jaunes+ 10 pots Barber





Serre Pratiques locales (T 1): 3 Pièges à phéromones type « Delta » un à l'entrée de la serre, l'autre au milieu et le dernier à la sortie + 3 assiettes jaunes+ 10 pots Barber



Serre à Pratiques locales (T 2): 3 Pièges à phéromones type « Delta » un à l'entrée de la serre, l'autre au milieu et le dernier à la sortie + 3 assiettes jaunes+ 10 pots Barber



En plein champ: 3 Pièges à phéromones type « Delta » + Installation de 10 pots Barber

Figure 3.21 - Schéma du dispositif expérimental

3.3.2. – Méthodes utilisées au laboratoire

L'étude de la durée du cycle biologique de *T. absoluta* au laboratoire est réalisée à deux températures (20 et 26°C) afin de déterminer le zéro de développement

3.3.2.1. –Bio-écologie de *Tuta absoluta*(recherche du zéro de développement à 20°C. et 26°C.

L'étude de la durée du cycle biologique de *T. absoluta* au laboratoire est réalisée à deux températures (20 et 26°C) afin de déterminer le zéro de développement. Le matériel biologique étudié dans cette expérimentation est représenté par les individus de *T. absoluta* tous stades confondus prélevés sur des feuilles de tomate (*Lycopersicum esculentum*), dont la variété est dénommée kawa, khalyda et 5900 F1 dans la station de Fouka (Fig. 3.22). La durée de chaque stade est enregistrée individuellement, ce qui permet de déterminer la durée globale du cycle de développement de *Tuta absoluta* sous l'influence de chacune des deux températures utilisées pour l'expérimentation. Le zéro de développement (Z0) est calculé par la formule suivante [129]:

$$Nt_1 (t_1 - Z_0) = Nt_2 (t_2 - Z_0), \text{ d'où l'on tire :}$$

$$Z_0 = \frac{Nt_1^\circ \times t_1^\circ - Nt_2^\circ \times t_2^\circ}{Nt_1^\circ - Nt_2^\circ}$$

Z₀ est le zéro de développement

Nt₁ est la durée du cycle dans la température 1

Nt₂ est la durée du cycle dans la température 2

t₁ est température 1

t₂ est température 2

Afin de suivre l'évolution du cycle biologique de *T. absoluta*, de l'œuf à l'adulte, il est nécessaire de travailler dans des conditions où la température est fixe (20°C ou 26°C) dans une étuve. L'humidité relative, assurée par un humidificateur, est de 100 %.

Dans ces conditions, 10 adultes de *T. absoluta* pris au hasard sont introduits dans une cage. Ces papillons sont issus de chenilles collectées sur des feuilles de tomate, prélevées dans la station d'étude de Fouka. Une fois pondus, les œufs sont laissés en place. Le développement des chenilles après l'éclosion se fait jusqu'au stade larvaire L4. Le nombre total de chenilles prélevées est de 40. Celles-ci sont ensuite disposées sur des feuilles à l'étuve.



Figure 3.22 - Variétés de tomates d'étude (kawa, khalyda et 5900 F1)

Afin de suivre l'évolution du cycle biologique de *T. absoluta*, de l'œuf à l'adulte, il est nécessaire de travailler dans des conditions fixes où la température est fixée à 20°C ou à 26°C dans une étuve. L'humidité relative est assurée par un humidificateur, fixée à 100%.

Dans ces conditions, 10 adultes pris au hasard de *T. absoluta* sont introduits dans une cage (Fig. 3.23). Il est à rappeler que ces papillons sont issus de chenilles collectées sur des feuilles de tomate, prélevées de la station d'étude de Fouka. Une fois pondus, les œufs sont laissés en place. Le développement des chenilles après l'éclosion se fait jusqu'au stade larvaire L4. Le nombre total de chenilles prélevées est de 40. Celles-ci sont ensuite disposées sur des feuilles à l'étuve (Fig. 3.24).



Figure 3.23 - Cage expérimentale protégée par le fillet Insect - Proff
(photographie originale)



Figure 3.24 - Mise à l'étuve des feuilles infestées par *Tuta absoluta*
(photographie originale)

3.3.2.2.. – Analyses microbiologiques

Les analyses microbiologiques sont réalisées sur douze excréments de *Tuta absoluta* collectés au niveau de la serre visant à apprécier l'état hygiénique des produits récoltés (Fig. 3.25).

Les analyses microbiologiques des excréments de *T. absoluta* portent sur la recherche et dénombrement de la flore aérobie mésophile totale, les coliformes totaux et fécaux, les Streptocoques fécaux, les levures et les moisissures,

Aspergillus niger, *Clostridium* sulfito-réducteur et *Clostridium botulinum*. Ces germes ont été déterminés par des cultures sur milieux nutritifs synthétiques [130]. Les milieux de culture utilisés sont indiqués dans le tableau 3.9.

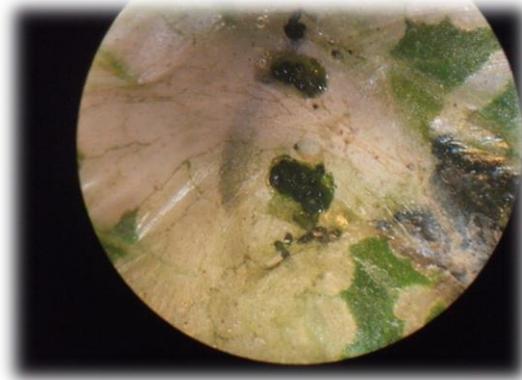


Figure 3.25 - Aspect microscopique des excréments de *T. absoluta* (G. 6,3 . 10)
(photographie originale)

Tableau 3.9 - Conditions de culture pour la recherche des germes dans les fèces

Micro-organisme recherché	Conditions de culture
La flore aérobique mésophile totale	Milieu PCA (potatoes dextrose agar) à 37°C./ 24h
Coliformes totaux	Gélose aux désoxycholate à 1‰ à 37°C./24h
Coliformes fécaux	Gélose aux désoxycholate à 1‰ à 44°C./24h
Streptocoques fécaux	Milieu Roth ou Litsky à 37°C./ 24h
<i>Clostridium</i> sulfito-réducteur	Milieu VF (viande-foie) après un chauffage de l'échantillon à 80°C. pendant 10 min
<i>Clostridium botulinum</i>	La gélose Tryptone-Sulfite-Cyclosérine (TSC) à 37°C./24h
Levures et moisissures	Oxytétracycline glucose agar (OGA) à 22 °C./ 1 semaine
<i>Aspergillus niger</i>	Milieu PCA (potatoes dextrose agar) à 27 °C./ 72h

La flore aérobique mésophile totale permet d'estimer la charge microbienne totale de la tomate; les levures et moisissures parmi eux *Aspergillus niger* témoignent de l'apparition de phénomènes d'altération, de décoloration ou de modification de la flaveur; les coliformes totaux et les coliformes fécaux (*Escherichia coli*) ainsi que les Streptocoques fécaux traduisent le niveau hygiénique du produit. *Clostridium* sulfito-réducteur témoignent d'une contamination tellurique ou fécale.

3.3.2.3. - Etude de la flore associée au niveau de la serre a pratiques locales

Dans le but d'inventorier la flore associée, un herbier est réalisé au niveau de la serre pratique locale (Fouka marine, Tipaza).

3.3.3. - Exploitation des résultats

Dans le présent travail, les résultats obtenus sont exploités par des indices écologiques de composition et de structure et par des méthodes statistiques.

3.3.3.1. - Utilisation de quelques indices écologiques de composition

Les techniques d'exploitation des résultats par des indices écologiques de composition, sont présentées dans le présent paragraphe. En premier lieu les richesses totales et moyennes sont développées. Elles sont suivies par l'abondance relative et la fréquence d'occurrence.

3.3.3.1.1. - Richesse totale

La richesse spécifique d'un peuplement (S) est le nombre des espèces qui le constituent[131]. Dans le cadre de la présente étude la richesse totale est calculée pour l'entomofaune associée à la mineuse de la tomate *Tuta absoluta* capturée dans les pots pièges et les assiettes jaunes.

3.3.3.1.2. - Abondances relatives (AR %)

L'abondance relative est représentée par l'équation suivante:

$$AR \% = n_i / N_1 \times 100$$

n_i est le nombre d'individus de l'espèce i .

N_1 est le nombre total des individus toutes espèces confondues.

3.3.3.2. - Utilisation de quelques indices écologiques de structure

Les indices écologiques de structure employés pour l'exploitation des espèces piégées dans les pots enterrés et les assiettes jaunes sont l'indice de la diversité de Shannon-Weaver H' et l'indice d'équitabilité E .

3.3.3.2.1. - Indice de diversité Shannon-Weaver

L'indice de la diversité de Shannon-Weaver est considéré comme le meilleur moyen de traduire la diversité. Cet indice est calculé selon la formule suivante[132]:

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

H' : Indice de diversité de Shannon-Weaver exprimé en bits

p_i : Probabilité de rencontrer l'espèce i obtenue par l'équation suivante: $p_i = n_i / N$

n_i : Nombre des individus de l'espèce i

N : Nombre total des individus de toutes les espèces échantillonnées soit dans les pots pièges ou dans les assiettes jaunes.

3.3.3.2.2. - Indice d'équitabilité

L'indice d'équitabilité ou d'équirépartition correspond au rapport de la diversité observée (H') à la diversité maximale ($H' \text{ max.}$)[133].

$$E = H' / H' \text{ max.}$$

E : Indice d'équitabilité

H' : Indice de diversité de Shannon-Weaver en bits

$H' \text{ max.}$: Diversité maximale en bits, donnée par la formule suivante :

$$H' \text{ max.} = \log_2 S$$

S : Richesse totale exprimée en nombre d'espèces.

3.3.3.3. - Méthodes d'analyse statistique (Analyse de la variance)

L'analyse de la variance a pour but de comparer les moyennes de plusieurs populations de la même variance [134]. Dans le cadre de cette étude une comparaison sera faite pour la capture de *Tuta absoluta* d'une part dans la serre

protégée par Insect- Proof et dans la serre des pratiques locales (témoin1) et d'autre part entre la serre pratiques locales (témoin 2) et en plein champ. Dans la présente étude. L'utilisation de cette analyse permet de regrouper les espèces capturées dans les assiettes jaunes placées au niveau des trois serres (serre pépinière, serre protégée par Insect- Proof et serre pratiques locales).

3.4. - Intégrer la lutte biologique dans la stratégie de protection intégrée en associant les micro-organismes avec les huiles essentielles.

3.4.1. - Extraction des huiles essentielles par hydrodistillation de Clevenger

Cette étude se fixe pour objectifs d'une part l'appréciation de la qualité physico-chimique de l'huile essentielle du clou de girofle [*Syzygium aromaticum* (Linné) Merr. et L.M. Perry, 1939; Myrtaceae]. D'autre part, comme objectif visé, il y a l'étude de son effet antimicrobien à l'égard de trois souches utilisées en lutte biologique soit *Bacillus thuringiensis* ATCC 33679, *Beauveria bassiana* ATCC 74040 et *Metarhizium anisopliae* ATCC 20500 et de sept souches pathogènes (*Escherichia coli*, *Klebsiella pneumoniae*, *Proteus vulgaris*, *Candida albicans*, *Penicillium* sp, *Staphylococcus aureus* ATCC 49775 et *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853). Au cours de ce travail, la composition chimique de l'huile essentielle du clou de girofle, sera déterminée. Ce travail s'est déroulé depuis mars jusqu'en mai 2014. Les analyses ont été réalisées dans les laboratoires suivants:

- L'extraction de l'huile essentielle est réalisée dans le laboratoire de traitement des eaux de l'institut Sidi Abdelkader (Blida), et dans celui de chimie organique du département de chimie industrielle à l'université de Blida1.
- L'étude physicochimique a été réalisée au niveau de laboratoire de chimie organique département de chimie industrielle à l'université de Blida1
- L'analyse de l'huile essentielle par spectroscopie Infra rouge est effectuée au laboratoire de chimie physique moléculaire et macromoléculaire (LCPMM), au niveau de la faculté des sciences à l'université de Blida 1.
- L'étude microbiologique est faite dans le laboratoire d'hygiène de la wilaya de Blida et au centre de la recherche et du développement (CRD) d'El Harrach.

La plante utilisée dans ce travail est le clou de girofle (*Syzygium aromaticum*) qui se trouve sur le marché tout au long de l'année, vendu pour son importance majeure et son usage journalier dans la cuisine algérienne. C'est un produit importé de l'Indonésie. Il est acheté sous la forme séchée en boutons floraux. Ces derniers, employés dans les expériences doivent être entiers sans utiliser les pédicelles qui se trouvent généralement mélangées avec les clous de girofle.

3.4.2. -Souches microbiennes

Les souches bactériennes sur lesquelles nous avons testé l'activité des huiles essentielles, ont été sélectionnées en fonction de leur pouvoir pathogène et leur résistance naturelle aux antibiotiques. Il s'agit de bactéries isolées à partir de prélèvements de malades ayant différentes infections, notamment des intoxications alimentaires, des infections urinaires, des abcès avec pus, proviennent du laboratoire d'hygiène de Blida *Escherichia coli*, *Klebsiella pneumoniae*, *Proteus vulgaris*, *Candida albicans*, et *Penicillium* sp, ainsi que des souches de référence de la collection du groupe Saidal-Crd: *Staphylococcus aureus* (ATCC 49775), *Pseudomonas aeruginosa* (ATCC 27853),

Les souches bénéfiques ont été choisies en fonction de leur utilité dans la lutte biologique, se sont des souches de référence *Bacillus thuringiensis* (ATCC 33679), *Beauveria bassiana* (ATCC 74040) et *Metarhizium anisopliae* (ATCC 20500) qui ont été fournies par l'Ecole National Supérieure Agronomique d'El Harrach (Alger) dans des Eppendorfs. Ces micro-organismes infectent une large gamme d'insectes y inclus des insectes nuisibles. Par conséquent, des entreprises partout dans le monde ont développé des biopesticides contenant les cellules microbiennes ou les spores de ce champignon.

Une souche microalgale *Arthrospira platensis* autochtone isolée de la région de Tamanrasset a été testée pour la première fois en lutte biologique contre *Tuta absoluta*. Les souches microbiennes utilisées dans nos expériences sont regroupées dans le tableau 3.10:

Tableau 3.10 - Les souches microbiennes utilisées dans l'expérimentation

Souches	Références	Gram
<i>Bacillus thuringiensis</i>	ATCC 33679	Bactérie à Gram positif
<i>Proteus vulgaris</i>	Laboratoire d'hygiène (Blida)	Bactérie à Gram négatif
<i>Staphylococcus aureus</i>	ATCC 49775	Bactérie à Gram positif
<i>Escherichia coli</i>	Laboratoire d'hygiène (Blida)	Bactérie à Gram négatif
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	ATCC 27853	Bactérie à Gram négatif
<i>Klebsiella pneumonia</i>	Laboratoire d'hygiène (Blida)	Bactérie à Gram négatif
<i>Beauveria bassiana</i>	ATCC 74040	Levure
<i>Candida albicans</i>	Laboratoire d'hygiène (Blida)	Levure
<i>Penicillium</i> sp	Laboratoire d'hygiène (Blida)	Moisissure
<i>Metarhizium anisopliae</i>	ATCC 20500	Moisissure
<i>Arthrospira platensis</i>	Autochtone isolée (Tamanrasset)	Cyanobactérie à Gram positif

3.5. - Démarche expérimentale

Le clou de girofle dans notre travail a subi un broyage puis une extraction de son huile essentielle par la méthode d'hydrodistillation, après la détermination du rendement et les caractéristiques organoleptiques de l'huile obtenue, une évaluation des propriétés physico-chimiques a été faite à savoir la densité, l'indice de réfraction, l'indice d'acide, l'indice d'ester, l'indice de saponification, le pH puis une analyse par spectroscopie Infrarouge.

En terminant par l'évaluation des activités antimicrobiennes de cette huile contre sept souches pathogènes et deux souches bénéfiques pour la lutte biologique.

Le schéma suivant (Fig. 3.26) résume les différentes étapes de notre expérimentation.

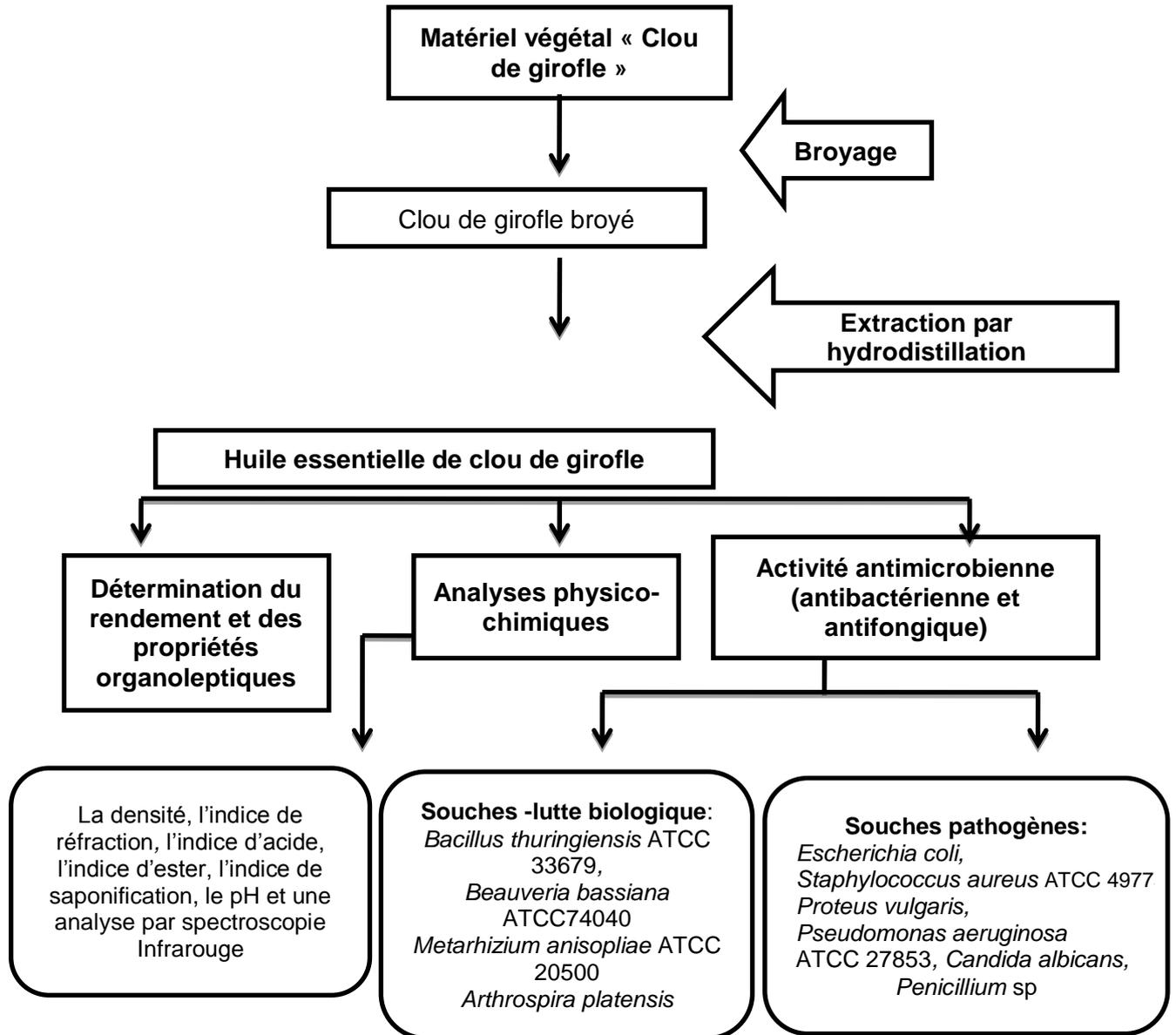


Figure 3.26 -Schéma récapitulatif de la démarche expérimentale

3.6. - Extraction de l'huile essentielle

3.6.1. - Principe de la méthode

L'hydrodistillation proprement dite est la méthode standard pour l'extraction d'une huile essentielle. Le procédé consiste à immerger la matière végétale dans un bain d'eau, l'ensemble est ensuite porté à ébullition généralement à pression atmosphérique, la chaleur permet l'éclatement et la libération des molécules odorantes contenues dans les cellules végétales. Les principes volatils sont entraînés par les vapeurs d'eau et, après condensation du distillat, séparés par décantation [135], [77], [136].

3.6.2. - Présentation du dispositif

Le dispositif utilisé durant cette étude est un hydrodistillateur dont les différents éléments sont présentés dans la figure 3.27.



- 1) Un ballon contenant la matière végétale et l'eau.
- 2) Une chauffe ballon.
- 3) Un système de refroidissement qui fait circuler l'eau froide.
- 4) Une ampoule à décanter pour condenser la vapeur d'eau qui contient l'huile essentielle.

Figure 3.27 - Présentation du dispositif d'hydrodistillation (photographie originale)

3.6.3. -Mode opératoire

L'hydrodistillation consiste à mettre la plante dans l'eau et à faire bouillir le mélange. Sept cent millilitres (700 mL) d'eau distillée sont versés dans un ballon en verre d'un (01) litre puis l'eau est laissée bouillir sur un chauffe-ballon. Trente grammes (30 g) de graines sèches de clous de girofle ont été pesés avec une balance de précision, puis broyés finement avec le pilon et le mortier. Le broyat obtenu est directement versé à l'aide d'un entonnoir dans les 700 mL d'eau bouillante. Le mortier et le pilon ont été soigneusement rincés avec de l'eau distillée pour bien récupérer le reste de broyat, ensuite cette eau de rinçage est directement versée dans le ballon. Quelques billes de verre ou quelques grains de pierre ponce ont été rajoutés dans le ballon dans le but de réguler la température du système. Un courant d'eau froide traverse le tube réfrigérant de l'appareil. La vapeur d'eau entraîne avec elle l'huile, passe dans le tube réfrigérant où l'ensemble se condense. À la sortie du réfrigérant, le liquide de condensation est récupéré dans un flacon en verre. Le distillat ou l'hydrolat obtenu (Fig. 3.28) est formé d'eau dans laquelle sont dissoutes très peu d'espèces odorantes; et de l'H.E. qui est constituée d'espèces odorantes. L'opération de distillation dure environ 3 heures. Les deux phases doivent faire l'objet d'une séparation.

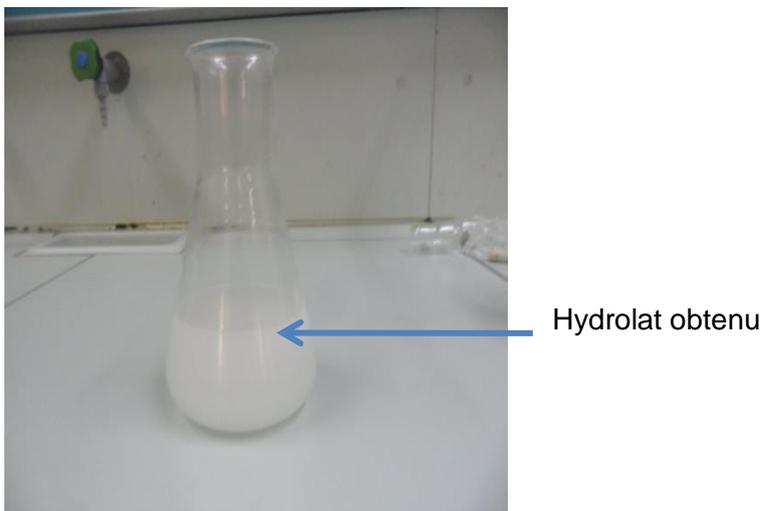


Figure 3.28 - Hydrolat obtenu après hydrodistillation (photographie originale)

3.6.4. -Récupération de l'huile essentielle

Vingt grammes (20 g) de chlorure de sodium (NaCl) anhydre sont mélangés avec le distillat obtenu par hydrodistillation. Le mélange est placé dans un erlenmeyer. Un agitateur électrique a été utilisé pour bien homogénéiser ce mélange. Le contenu est ensuite mis dans une ampoule à décanter. Cette étape s'appelle le relargage.

L'huile essentielle est ensuite séparée de l'eau par une extraction liquide-liquide au moyen d'environ 20 mL de diethyl éther (de formule brute $C_4H_{10}O$, température d'ébullition $34,6^{\circ}C$, très volatil et très inflammable) qui solubilise les gouttelettes d'huile essentielle en suspension. L'ampoule à décanter doit être agitée vivement en tenant bien le bouchon, il se produit alors une surpression, le robinet est ouvert alors pour la dégazer (cela en la tenant renverser col bas robinet en haut), et l'ampoule est placée sur un support pour décantation jusqu'à obtention de deux phases non miscibles et bien visibles: une phase supérieure (organique) constituée par le mélange éther-huile essentielle et une phase inférieure (aqueuse) formée par l'eau. La phase supérieure récupérée est dite "huile primaire", (Fig. 3.29).

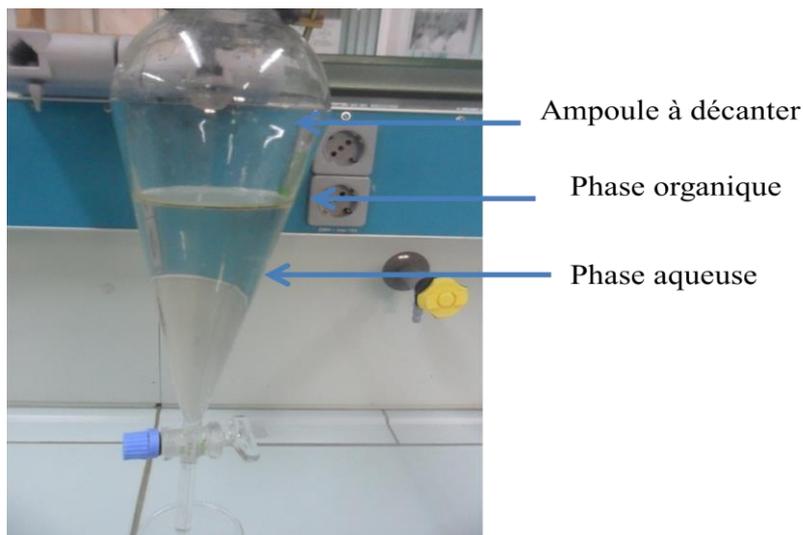


Figure 3.29 -Extraction liquide-liquide (photographie originale).

Pour éliminer toute trace d'eau dans la phase organique le sulfate de Sodium anhydre (Na_2SO_4) est ajouté et laissé agir pendant 15 min (Fig. 3.30). Après filtration sur papier filtre la phase organique exempte d'eau est constituée de

l'huile essentielle plus le solvant, ce dernier est éliminé grâce à une distillation dans un évaporateur rotatif. (Fig. 3.31)



Figure 3.30 - Elimination d'eau par Na_2SO_4 Figure 3.31 - Evaporateur rotatif
(photographies originales)

L'huile essentielle ainsi récupérée est conservée à basse température, à l'abri de la lumière dans un flacon en verre, hermétiquement clos pour éviter toute dégradation.

3.6.5. - Analyse de l'huile essentielle

3.6.5.1. - Détermination du rendement

Le rendement en huile essentielle est défini comme étant le rapport de la masse huile essentielle extraite et la masse de la matière végétale sèche [137].

L'huile essentielle est pesée dans une balance de précision (0,0001 g), le rendement, exprimé en pourcentage, est calculé par la formule suivante:

$$R_{He}(\%) = \left(\frac{m}{m_0} \right) \times 100$$

R_{He} : rendement en huile essentielle (%).

m : masse de l'huile essentielle en grammes.

m_0 : masse de la matière végétale en grammes.

3.6.5.2. - Analyse organoleptique

L'huile essentielle extraite est soumise à des tests afin d'évaluer ses caractères organoleptiques, notamment l'aspect, la couleur et l'odeur.

– **Aspect:** l'aspect d'une huile essentielle dépend des produits qui la constituent; il peut paraître sous forme solide, liquide ou solide-liquide. Il est lié au pouvoir de dissolution de la matière végétale.

► Cette caractéristique a été vérifiée à l'œil nu.

– **Odeur:** l'odorat est un sens chimique très sensible. De plus, d'après la nature du système olfactif, une substance pour être sentie doit être volatile.

► pour bien déterminer l'odeur d'une huile essentielle 3 gouttes d'huile sont mélangé avec 5 mL d'alcool à 90% et 10 g de saccharose pulvérisé. L'odeur est ainsi semblable à celle de la plante ou des parties composant la plante.

– **Couleur:** la couleur d'une huile essentielle dépend des produits qui constituent l'extrait. Certains solvants ont le pouvoir d'extraire beaucoup de pigments, ce qui intensifie la couleur de l'huile.

► Cette caractéristique a été vérifiée à l'œil nu.

3.6.5.3. - Propriétés physico-chimiques

Les méthodes analytiques choisies sont les méthodes établies et révisées par l'association française de normalisation [138].

3.6.5.3.1. - Densité relative

La densité relative à 20°C d'une huile essentielle est le rapport de la masse d'un certain volume d'huile essentielle à 20°C et de la masse d'un égal volume d'eau distillée à 20°C.

A l'aide d'un pycnomètre (Fig. 3.32), peser successivement de volumes égaux d'huile essentielle et d'eau à la température de 20°C. Cette grandeur est sans dimensions.

Nettoyer soigneusement et puis rincer le pycnomètre par l'éthanol puis l'acétone et le sécher en faisant passer un courant d'air sec, si nécessaire, essuyer

l'extérieure de pycnomètre avec un chiffon sec ou un papier filtre. Lorsque l'équilibre de température est réalisé, peser le pycnomètre muni de son bouchon. Remplir le pycnomètre avec de l'eau distillée récemment bouillie, puis refroidir aux environ de 20°C. Lorsque l'équilibre de température est réalisé, peser le pycnomètre plein.

Vider le pycnomètre, puis peser le pycnomètre rempli d'une huile essentielle

Expression des résultats

La densité relative est donnée par la formule suivante :

$$d_{20}^{20} = \frac{m_2 - m_0}{m_1 - m_0}$$

d_{20}^{20} : La densité relative à 20°C

M_0 : est la masse en grammes du pycnomètre

M_1 : est la masse en grammes du pycnomètre d'eau

M_2 : est la masse en grammes du pycnomètre de l'huile essentielle.



Figure 3.32 - Pycnomètre(photographie originale)

3.6.5.3.2. - Indice de réfraction

L'indice de réfraction d'une huile essentielle est le rapport entre le sinus de l'angle d'incidence et le sinus de l'angle de réfraction d'un rayon lumineux de longueur d'onde déterminée passant de l'air dans l'huile essentielle maintenue à une température constante.

L'étalonnage du réfractomètre (Fig. 3.33) est vérifié en mesurant l'indice de réfraction de l'eau distillée (1,33). Avant la prise de mesure, abaisser la partie mobile du prisme en position horizontale puis étaler une goutte d'huile essentielle.

L'indice de réfraction est lu à 0,0001 en valeur absolue et la température du prisme de l'appareil est notée.

➤ **Expression des résultats**

Les indices de réfraction sont mesurés à la température ambiante puis ramenés à 20°C par la formule :

$$I_{20} = I_t + 0,00045 \times (T - 20^\circ\text{C})$$

Où : I_{20} : Indice à 20°C.

I_t : Indice à la température de mesure.

T : Température de mesure.



Figure 3.33 - Réfractomètre (photographie originale)

3.6.5.3.3. - Indice d'acide

L'indice d'acide I_A est le nombre de milligrammes d'hydroxyde de potassium nécessaire à la neutralisation des acides libres dans un gramme de l'huile essentielle.

Neutralisations des acides libres par une solution éthanolique d'hydroxyde de potassium titré.

Introduire 0,5g d'huile essentielle dans un ballon, et ajouter 25 mL d'éthanol à 95% et 5gouttes de solution de phénophtaléine, comme indicateur puis neutraliser la solution avec l'hydroxyde de potassium C (KOH) =0,1 mol/L contenue dans la burette.

➤ Expression des résultats

Après l'apparition d'une couleur rose pale persistante, prendre le volume de KOH sur la burette et calculer l'indice d'acide par la formule suivante:

$$I_A = \frac{56,1 \times v}{m}$$

où

v: est le volume en millilitre de la solution d'hydroxyde de potassium utilisée.

m: est la masse en grammes de la prise d'essai.

56,1: poids moléculaire de KOH.

3.6.5.3.4. - Indice d'ester

L'indice d'ester I_E est le nombre de milligrammes d'hydroxyde de potassium nécessaire à la neutralisation des esters contenue dans 1 gramme d'huile essentielle.

Hydrolyse des esters par chauffage dans des conditions définies, en présence d'une solution éthanolique titrée d'hydroxyde de potassium et dosage de l'excès d'alcali par une solution titrée d'acide chlorhydrique.

Dans un ballon introduire 0,5 g d'huile essentielle, ajouter à l'aide d'une burette 25 mL de la solution d'hydroxyde de potassium C (KOH) =0,5 mol/L, adapter un tube en verre ou un réfrigérant et placer le ballon sur le bain d'eau bouillante et laisser pendant une heure.

Laisser refroidir, démonter le tube et ajouter 20 mL d'eau distillée puis 5 gouttes de solution de phénophtaléine, comme indicateur coloré puis titrer l'excès d'hydroxyde de potassium avec une solution d'acide chlorhydrique C (HCl) =0,5mol/L.

Faire un test blanc contenant 25 mL de la solution d'hydroxyde de potassium C (KOH) =0,5 mol/L, 20 mL d'eau distillée et 5 gouttes de solution de phénophtaléine puis titrer avec une solution d'acide chlorhydrique C (HCl) =0,5mol/L (Fig. 3.34)

➤ Expression des résultats

$$I_E = \frac{28,05}{m} (v_0 - v) - I_A$$

V_0 : le volume en millilitre de la solution d'acide chlorhydrique dans le test blanc.

v: le volume en millilitre de la solution d'acide chlorhydrique dans le test à huile essentielle

m: est la masse en grammes de prise d'essai (0,5 g).

I_A : la valeur d'indice d'acide.

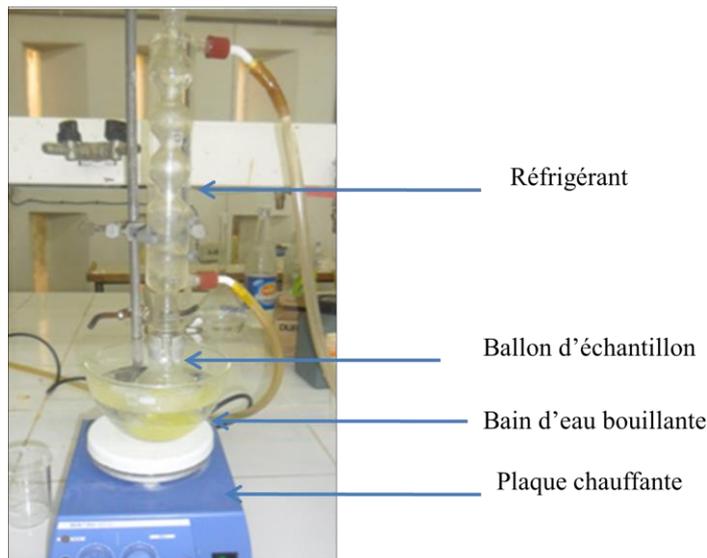


Figure 3.34 - Dispositif de titrage pour définir l'indice d'ester
(photographie originale)

3.6.5.3.5. - Indice de saponification

L'indice de saponification (I_s) est le nombre qui exprime en milligrammes la quantité d'hydroxyde de potassium nécessaire à la neutralisation des acides libres et à la saponification des esters présents dans 1g de substance[137].

Il est calculé à partir de l'indice d'ester (IE) et de l'indice d'acide (IA).

$$IS = IE + IA$$

3.6.5.3.6. - pH

Le degré d'acidité désigne le potentiel d'hydrogène (pH). Ce paramètre a été mesuré à l'aide d'un pH-mètre de type Hanna.

Le pH-mètre est étalonné par une solution tampon. Les électrodes rincées avec de l'eau distillée sont plongées dans l'huile essentielle. Une fois l'appareil stabilisé, la valeur du pH est notée.

3.6.5.3.7. - Analyse de l'huile essentielle du clou de girofle par spectroscopie infrarouge (IR)

3.6.5.3.7.1. - Principe de la méthode

Le principe de la spectroscopie infrarouge a été souvent détaillé notamment par plusieurs auteurs[139], [140]: Le rayonnement infrarouge est une radiation de nature électromagnétique, correspondant à la partie du spectre comprise entre 10 cm^{-1} et 12800 cm^{-1} .

La fenêtre spectrale de l'IR, se décompose en 3 parties: le proche, le moyen et le lointain IR. Nous nous intéresserons plus particulièrement à la région du moyen infrarouge (MIR), qui s'étend de 4000 cm^{-1} à 400 cm^{-1} ($2,5 \mu\text{m}$ à $25 \mu\text{m}$) (Fig. 3.35). Ce domaine correspond aux transitions moléculaires de type vibration et rotation, les quelles conduiront à des absorptions. Lorsqu'une molécule est irradiée par un rayonnement IR, elle peut absorber partiellement et sélectivement ce rayonnement. Les liaisons chimiques qui la composent doivent être considérées comme des oscillateurs anharmoniques, car une liaison n'est pas parfaitement élastique.

Rayon -y	Rayon - x	Ultraviolet (transition électronique)	Visible (transition électronique)	Infrarouge (transitions vibrationnelles)	Microonde (transition rotationnelles)	Ondes radio (transitions de spin nucléaires)
----------	-----------	------------------------------------------	--------------------------------------	---------------------------------------------	------------------------------------------	-------------------------------------------------

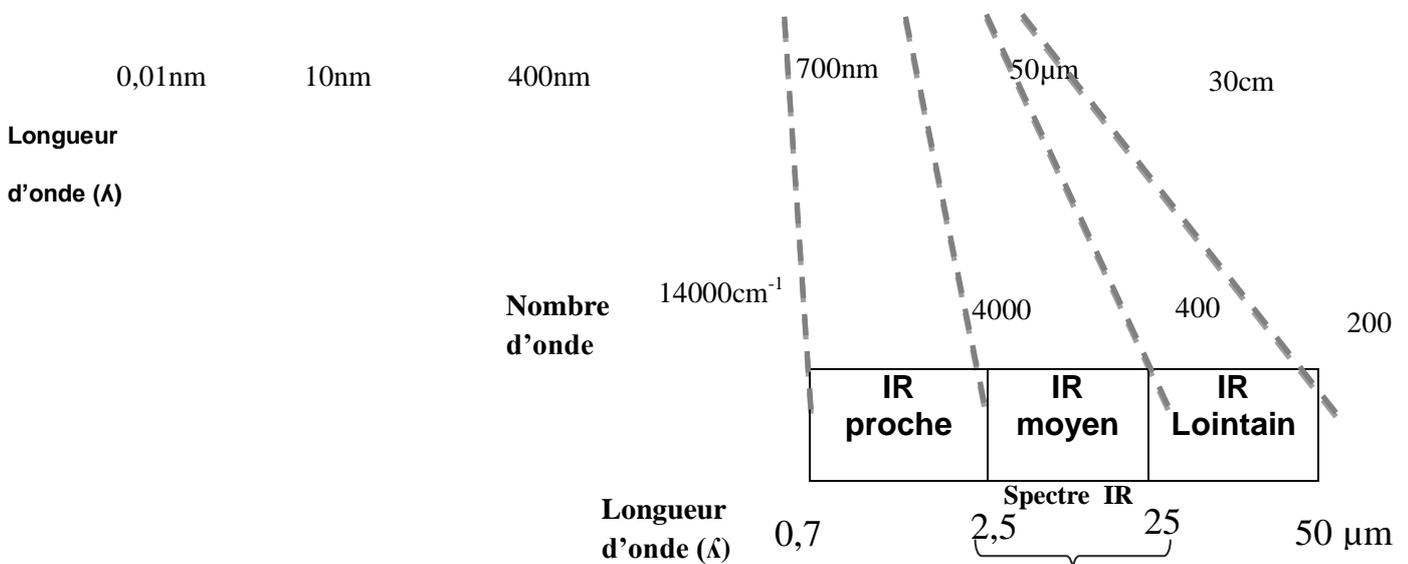


Figure 3.35- Domaines de l'IR dans le spectre électromagnétique

L'étude des spectres permet de tirer deux types d'informations:

- informations qualitatives: les liaisons chimiques absorbent à une longueur d'onde caractéristique. Des tables IR permettent d'attribuer les absorptions aux différents groupes chimiques en présence et donc d'identifier la ou les molécules présentes.
- informations quantitatives: l'intensité de la bande d'absorption rend compte de la concentration du groupe chimique caractéristique de cette absorption (loi de Beer-Lambert).

3.6.5.3.7.2. - Mode opératoire

A l'aide d'une pastilleuse (Fig. 3.36), une pastille de bromure de potassium KBr transparente aux rayons infrarouge est préparée sous pression, d'environ 5mm d'épaisseur puis déposée sur une lamelle. Notre échantillon est à l'état liquide. C'est pour cela qu'un film d'huile essentielle est déposé directement sur la pastille KBr (Fig. 3.37). Puis le tout est mis dans le spectromètre à infrarouge [à transformée de Fourier (FT-IR) de type Jasco (Fig. 3.38) (domaine spectral minimal: 4000 cm^{-1} - 400 cm^{-1})]. Il est à noter que ces pastilles sont très sensibles à l'humidité.

Les spectres sont enregistrés à température ambiante à l'aide d'un ordinateur muni d'un logiciel d'acquisition et de traitement des spectres infrarouges (WinFirst) permettant de déterminer les surfaces des bandes d'absorption.



Figure 3.36 -Pastilleuse Figure 3.37 -Etalement d'huile essentielle sur la pastille KBr



Figure 3.38 -Spectromètre infrarouge type Jasco
(photographie originale)

3.6.5.3.7.3. -Interprétation d'un spectre moyen infrarouge

Le résultat obtenu de cette analyse est sous forme d'un spectre. En abscisse, on porte le nombre d'onde exprimé en cm^{-1} , en ordonnée, on porte généralement la transmittance T, parfois l'absorbance A.

Le spectre IR est composé de bandes d'absorption qui vont être utilisées pour déterminer la structure de la molécule étudiée ou du mélange à identifier. Les bandes d'absorption dans le Mir ($600 - 4000 \text{ cm}^{-1}$) résultent des modes de vibration, ceux-ci, pouvant être attribués à des groupements fonctionnels fondamentaux. L'interprétation des spectres est empirique et consiste le plus souvent, en la comparaison des résultats obtenus avec ceux de la bibliographie. Elle est basée principalement sur l'analyse des spectres IR de molécules isolées[141].

Un spectre IR se lit de la gauche vers la droite, (c'est-à-dire de 4000 vers 600 cm^{-1}). Cette lecture est tout à fait adaptée au spectre, et notamment au fait que les informations qui nous intéressent le plus sont dans la région de 4000 à 1500 cm^{-1} . Au-delà de cette zone (entre 1500 et 600 cm^{-1}) on est dans la zone de l'empreinte digitale, une zone où l'on rencontre de nombreuses bandes qu'il est toujours difficile d'analyser lorsqu'on n'est pas un professionnel [142].

3.6.6. - Etude du pouvoir antimicrobien de l'huile essentielle du clou de girofle

En se référant à ce qui est attesté un peu plus haut (l'étude bibliographique), l'huile essentielle de clou de girofle est dotée d'un pouvoir antimicrobien promoteur, cela nous a poussés à étudier l'activité antimicrobienne de cette huile essentielle.

Pour cet effet, deux méthodes sont utilisées, l'une qualitative (aromatogramme) et l'autre quantitative (la concentration minimale inhibitrice « CMI » et la concentration minimale bactéricide « CMB » ou fongicide « CMF»), en procédant à des tests sur une sélection de souches bactériennes et fongiques.

3.6.6.1. - Analyse qualitative de l'effet antimicrobien de l'huile essentielle du clou de girofle

Le pouvoir antimicrobien a été déterminé par l'aromatogramme, méthode de mesure *in vitro* du pouvoir antibactérien des huiles essentielles appelée aussi méthode par diffusion sur milieu gélosé [143], [144]. Cette méthode a l'avantage d'être d'une grande souplesse dans le choix des antibiotiques testés et de s'appliquer à un très grand nombre d'espèces bactériennes [145], [146]. Cette technique est identique à celle utilisée pour mesurer l'activité bactéricide des antibiotiques [147].

3.6.6.1.1. - Préparation de l'aromatogramme

Ce principe est celui de la Pharmacopée européenne [137] pour le titrage des antibiotiques, la technique consiste à utiliser des disques de papier absorbants stériles de 9 mm de diamètre, imprégnés d'une quantité d'huile essentielle et déposés à la surface d'une gélose inoculée et uniformémentensemencée par la suspension bactérienne à étudier (dont la concentration est ajustée à 10^7 - 10^8 germes/ mL avec un spectrophotomètre). La diffusion de l'huile essentielle dans la gélose permet d'avoir comme résultat positif une zone d'inhibition après incubation. La lecture des résultats se fait par mesure des diamètres des zones d'inhibition (Zi) obtenues pour chacune des souches à l'aide d'un pied à coulisse.

Les milieux Muller-Hinton (MH, pour les bactéries) et Sabouraud (Sab, pour les champignons) sont liquéfiés dans un bain Marie à 95°C. Sous une hotte à flux laminaire, les milieux de culture gélosés sont coulés en surfusion dans des boîtes de Pétri stériles à raison de 15 mL par boîte. Chaque boîte de Pétri doit être étiquetée et porter les indications suivantes: nom du milieu de culture et date de préparation et/ou date de péremption. Après refroidissement et solidification des milieux gélosés, les boîtes de Pétri préparées seront utilisées immédiatement ou conservées dans des conditions évitant toute modification de leur composition.

A l'aide d'un emporte-pièce, des disques de 9 mm de diamètre sont découpés à partir du papier Whatman (n° 3). Ces disques sont par la suite déposés dans des tubes à essai, stérilisés à l'autoclave à 121°C pendant 15 min et mis dans des boîtes de Pétri stériles.

➤ Croissance des germes cibles

- Les souches bactériennes pathogènes sont entretenues par repiquage sur gélose nutritive favorable à leur croissance à partir des colonies étalées sur le milieu de conservation et placée dans l'étuve à 37°C pendant 18h, de même Les champignons sont cultivés sur milieu gélose Sabouraud dans des boites de Pétri et incubées à 25°C pendant 48h. Les germes pathogènes se développent rapidement sur le milieu nutritif.

- Par contre les autres souches bénéfiques représentées par *Beauveria bassiana* et *Bacillus thuringiensis* et *Metarhizium anisopliae*, qui ont été portées dans des Eppendorfs sous forme de cultures issues d'une fermentation contrôlée en bioréacteur, sont soumis d'abord a une revivification. Cette étape consiste à mettre 1 mL du milieu TSB ou bouillon nutritif sur le culot microbien (bactérien ou fongique) dans l'Eppendorf, puis l'incubé pendant 24h dans une étuve à 37°C pour les suspensions bactériennes et 5j à 25°C pour les fongiques. Par la suite et dans un tube stérile mettre le contenu de l'Eppendorff et le rajouter 9mL du milieu TSB pour chaque souche l'incuber cette fois pendant 18h à 37°C pour les bactéries et 3j à 25°C pour les levures pour obtenir ce qu'on appel un pré culture (culture jeune).

➤ Préparation de la suspension bactérienne et fongique (les *inocula*)

Afin d'obtenir une suspension bactérienne, des tubes stériles à bouchon à vis contenant 5mL d'eau physiologique stérile ont été inoculés à partir des cultures bactériennes pures et jeunes ultérieurement préparées; ces tubes ont été agités

par l'agitateur vortex pour bien disperser les amas de bactéries et obtenir une suspension légèrement opale, Une première lecture de la suspension est réalisée à l'aide d'un spectrophotomètre type Genova à la longueur d'onde de 620 nm. L'absorbance doit être comprise entre 0,22 et 0,32 pour les bactéries et entre 2 et 3 pour les levures. Les valeurs comprises dans les intervalles cités ci-dessus correspondant à une concentration optimale de 10^7 à 10^8 germes/mL. Si une des valeurs trouvées à la première lecture n'est pas comprise dans l'intervalle, un ajustement est réalisé en ajoutant de l'eau physiologique si elle est inférieure à la valeur minimale ou en ajoutant des colonies si elle est supérieure à la valeur maximale. Une nouvelle lecture est réalisée jusqu'à l'ajustement de la suspension aux valeurs désirées.

Neufs tubes correspondant aux neuf souches utilisées ont ainsi été obtenus. Ils seront incubés dans une étuve à 37°C pour les suspensions bactériennes et à 25°C pour les souches fongiques pendant 30 minutes.

➤ **Ensemencement par inondation**

De chaque tube contenant les suspensions bactériennes ou fongiques, une quantité de 1 mL est extraite puis déposée et étalée sur le milieu MH ou SAB. Les boîtes de Pétri doivent sécher pendant 15 min à 35°C dans une étuve.

➤ **Dépôt des disques**

A l'aide d'une pince stérile, un disque stérile est prélevé. Il sera imbibé par 25 µL d'huile essentielle par simple contact du bout du disque avec l'huile essentielle. Celle-ci est absorbée progressivement jusqu'à imprégnation totale de tout le disque. Deux disques d'huile essentielle sont déposés à la surface du milieu de culture pour chaque boîte de Pétri préalablement ensemencé par la souche test. Les disques sont disposés de telle manière que les zones d'inhibition ne se chevauchent pas (Fig. 3.39). Laisser diffuser les boîtes sur pailasse pendant 30 min. les boîtes sont incubées à 37°C pour les bactéries et à 25°C pour les champignons. La lecture s'effectue après 24 h d'incubation pour les bactéries et 48 h pour les souches fongiques par la mesure du diamètre de la zone d'inhibition du germe-cible.



Figure 3.39 -Des disques déposés sur la gélose (photographie originale)

➤ Lecture de l'aromatogramme

La lecture des résultats consiste à observer s'il y a présence d'une zone claire autour du disque, ce qui signifierait la présence d'une activité inhibitrice. L'absence de zone claire indiquerait qu'il n'y a pas d'activité inhibitrice.

Après incubation, les diamètres des zones d'inhibition sont mesurés avec précision à l'aide d'une règle ou un pied coulisse. Les résultats sont comparés aux valeurs critiques usuelles, et le germe est classé selon la catégorie: sensible, peu sensible ou résistant. Ou bien l'huile: fortement inhibitrice, légèrement inhibitrice ou non inhibitrice. (Fig. 3.40)

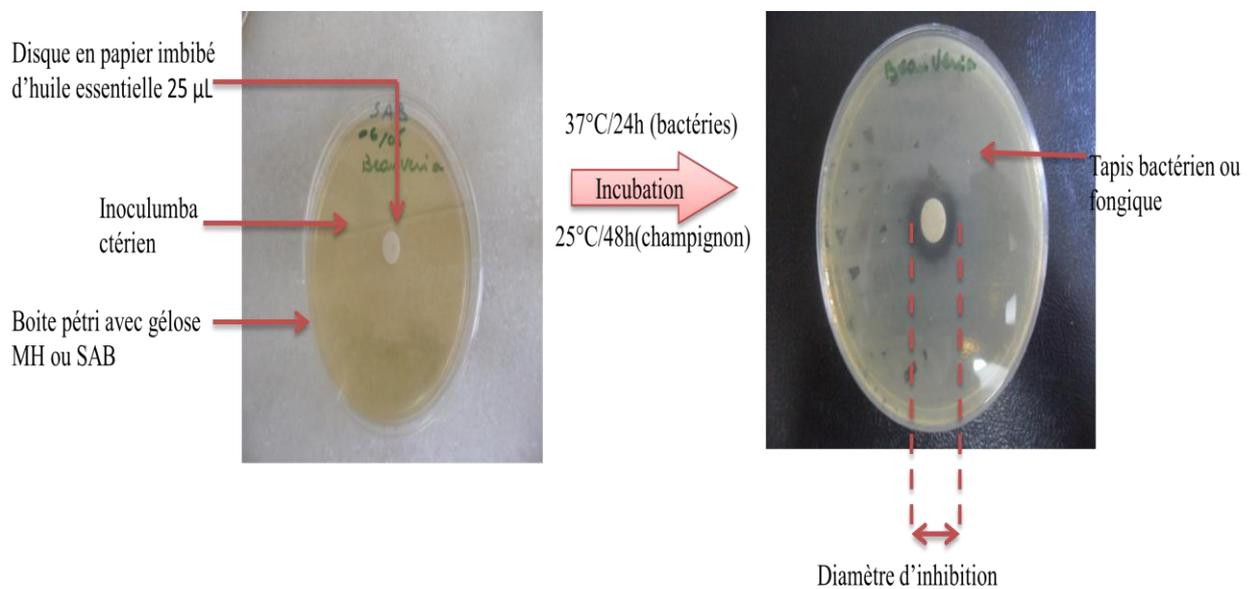


Figure 3.40 -Illustration de la lecture de l'aromatogramme (photographies originales)

la sensibilité d'un germe est nulle pour un diamètre inférieur ou égal à 8 mm, la sensibilité est limitée pour un diamètre entre 8 et 14 mm, elle est moyenne pour un diamètre compris entre 14 et 20 mm et pour un diamètre supérieur ou égal à 20 mm le germe est très sensible[148], [149].

La figure 3.41 résume les différentes étapes de réalisation d'un aromatoگرامme

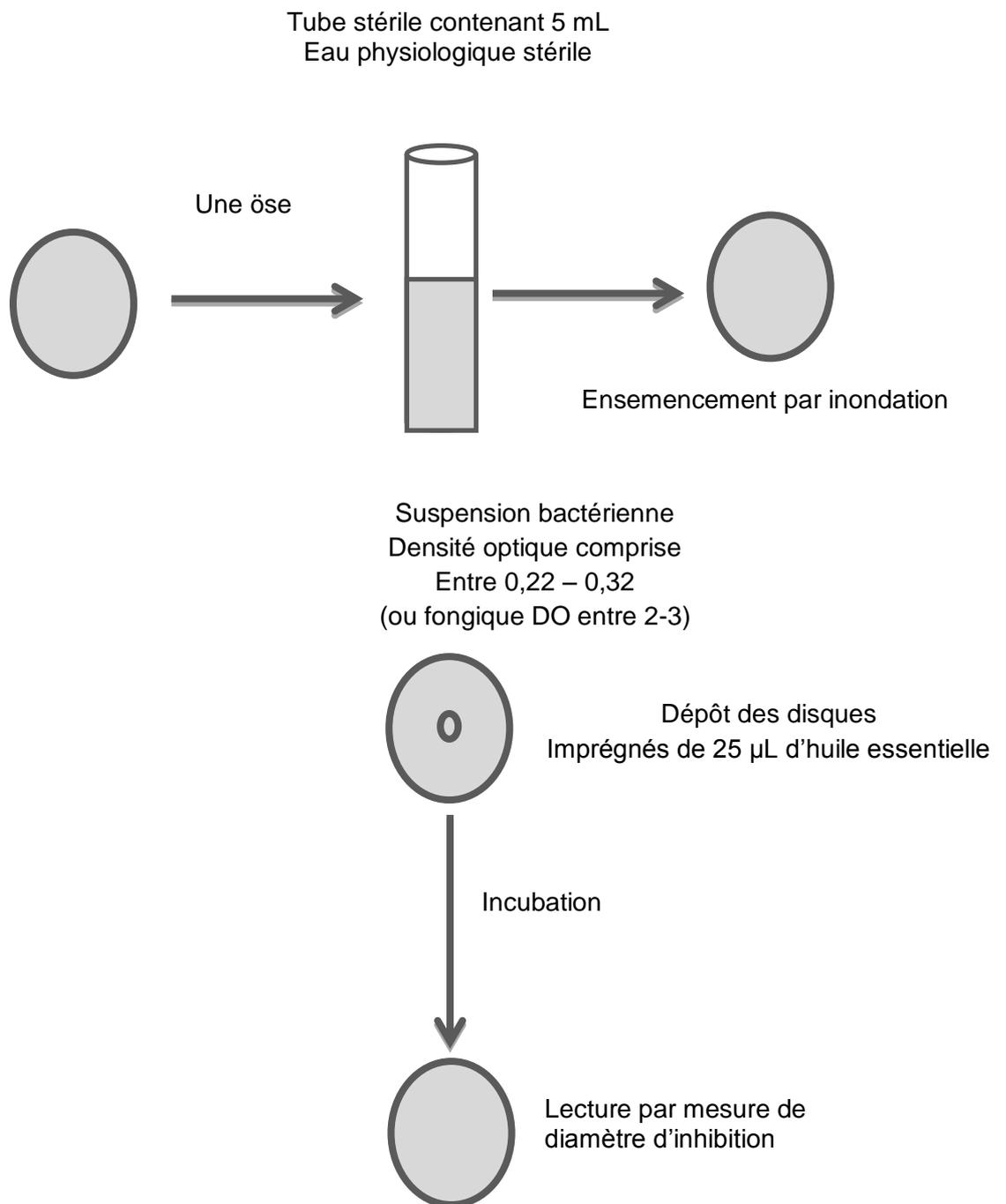


Figure 3.41 -Schéma représentant les différentes étapes de la réalisation d'un aromatoگرامme

3.6.6.1.2. - Préparation de l'antibiogramme

Pour comparer l'effet antibactérien de l'huile essentielle du clou de girofle (*Syzygium aromaticum*) avec les antibiotiques qui traitent les infections bactériennes, un antibiogramme a été réalisé par la même méthode de l'aromatogramme en remplaçant les disques imprégnés d'huile essentielle par les disques d'antibiotiques (ATB).

Les antibiotiques utilisés sont: STR: Streptomycine, VA₃₀:Vancomycine 30 µg, CD₂:Clindamycine 2 µg, NO₃₀: Nitroxoline 30 µg, OX₁: Oxacilline 1 µg, FA: Acide fusidique, C30: Chloramphénicol 30 µg.

3.6.7. - Détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI) et la concentration minimale bactéricide ou fongicide (CMB ou CMF)

Cette étude permet de déterminer les concentrations minimales inhibitrices (CMI) de l'huile essentielle. Ce test a été appliqué seulement sur les souches qui présentent une sensibilité vis-à-vis de l'huile essentielle.

La concentration minimale inhibitrice (CMI) est définie comme la dernière ou la plus faible concentration d'un agent antimicrobien qui peut inhiber visiblement la croissance d'un micro-organisme après 24 h d'incubation pour les bactéries et 48 h pour les levures.

La concentration minimale bactéricide CMB ou fongicide CMF est la plus petite concentration d'un agent antimicrobien ne laissant subsister 0,01% ou moins de survivants de l'inoculum initial après 18 heures de culture bactérienne à 37°C (48h de culture fongique à 25°C) [150], [151].

- Principe

Cette méthode a comme principe d'effectuer des dilutions de l'huile essentielle dans le milieu gélosé solide Muller Hunton (MH) pour les bactéries et le milieu Sabouraud (SAB) pour les souches fongiques, puis d'inoculer ces milieux avec les souches testées. Grâce à ces dilutions, il sera possible de définir la plus faible concentration qui inhibera la croissance microbienne ou CMI (la concentration minimale inhibitrice) [137].

- Mode opératoire
 - Préparation de l'inoculum

A partir des cultures microbiennes jeunes (18h pour les bactéries ,48h pour les champignons) des suspensions microbiennes ont été réalisées. La lecture de la charge microbienne est effectuée à l'aide d'un spectrophotomètre type Genova, elle est ajustée à 10^7 - 10^8 germes/mL. Une série de dilutions allant de 10^{-1} jusqu'à 10^{-4} est réalisée en prélevant 1 mL de la suspension mère versé dans 9 mL d'eau physiologique afin d'obtenir une dilution de 10^{-1} . Le même processus est répété jusqu'à l'obtention d'une dilution de 10^{-4} .

- Préparation des dilutions de l'huile essentielle

– Le milieu (SAB) est liquéfié à 95°C dans un bain-Marie;

– Dans un premier flacon, 200 mL de chaque milieu est mélangé avec 1 mL de Tween 80.

– Une gamme de dilutions d'huile essentielle allant de 2% à 0,03% dans le milieu précité est réalisée. La réalisation des dilutions se fait comme suit (Fig. 3.42):

- Dans un deuxième flacon, 1 mL d'huile essentielle est dilué dans 50 mL de milieu MH ou SAB prélevé du premier flacon. A partir de cette dilution, on prélève 25 mL qui seront mis dans une boîte de Pétri, d'où une dilution de 2%;
- *A partir du premier flacon (toujours), ajuster jusqu'à 50 mL de milieu dans le deuxième flacon, mélanger, puis verser dans une 2^{ème} boîte la moitié du milieu pour la dilution 1 %;*
- Le procédé est répété jusqu'à obtention de la dernière dilution de 0,03%.

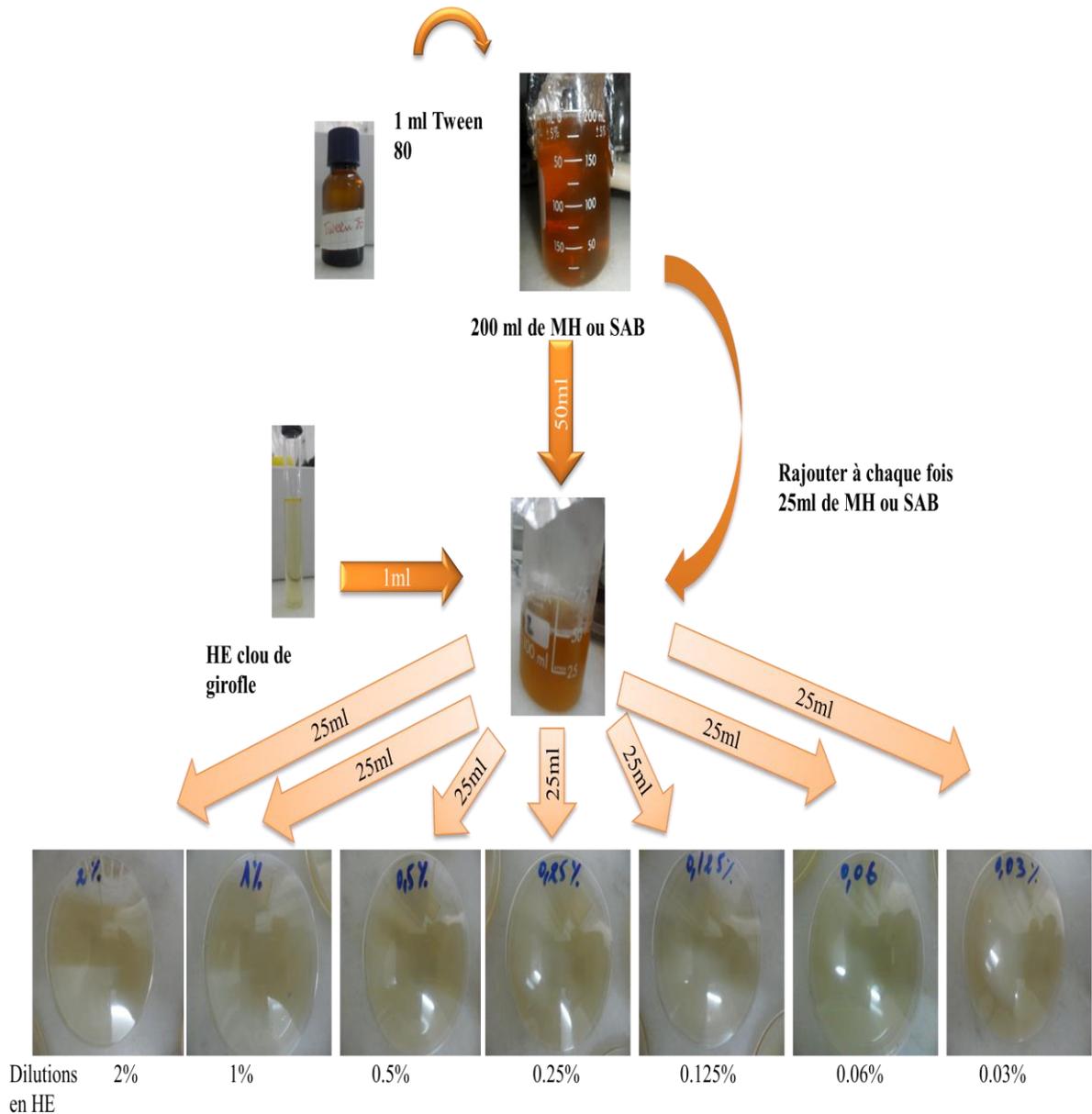


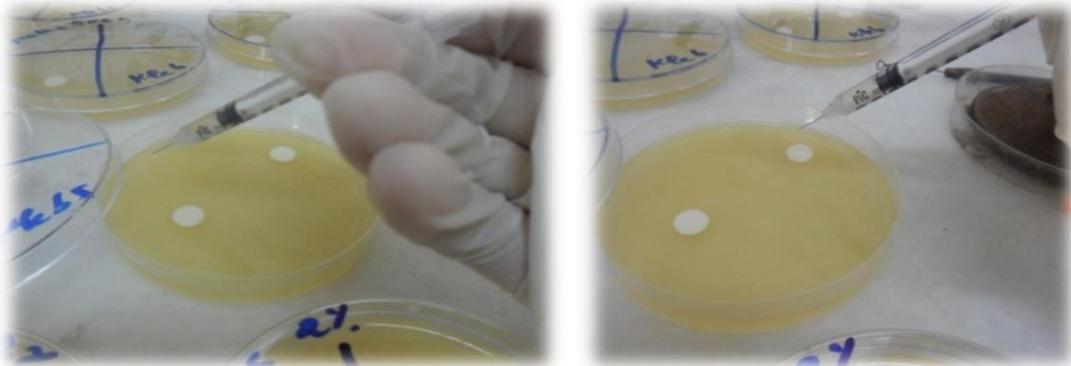
Figure 3.42-Préparation des dilutions de l'huile essentielle (photographies originales)

- Après solidification de la gélose, et pour déterminer la CMI les boîtes sont ensemencées par des spots (Fig. 3.43 a) réalisées à l'aide d'une micro-seringue à raison de 1-2 μl à partir de la dilution 10^{-4} germes/mL pour les souches présentant une zone d'inhibition dans chaque dilution d'huile essentielle (2%, 1%, 0,5%, 0,25%, 0,125%, 0,06% et 0,03%).
- Pour déterminer la Concentration Minimale Bactéricide (CMB) et la Concentration Minimale Fongicide (CMF), dans les boîtes précédentes (qui contiennent les dilutions de l'huile essentielle et les spots des souches qui

déterminent la CMI), et pour chacune des souches, un disque imbibé par 1-2 μL de la suspension bactérienne ou fongique est déposé sur la gélose (Fig. 3.43 b).

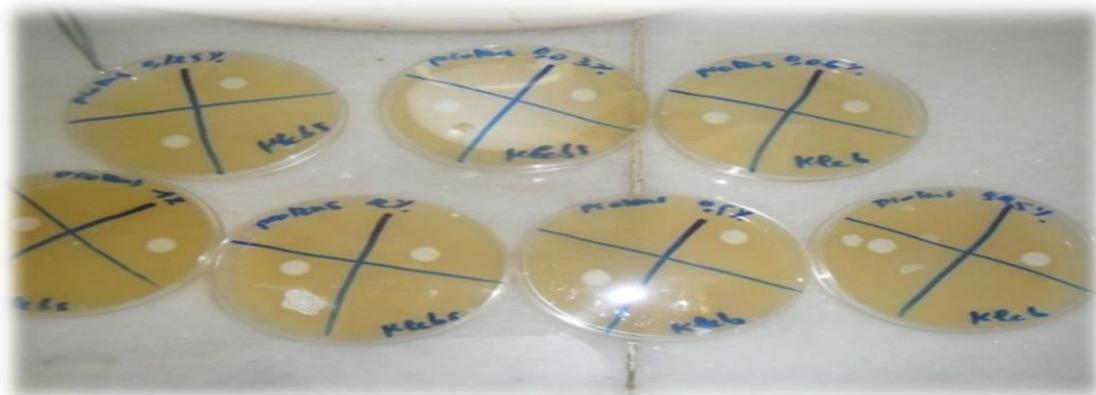
- Des boîtes témoin (positives) contenant le milieu SAB sans Tween 80, et d'autres contenant le milieu SAB avec Tween 80 sont préparées;

- Les boîtes sont incubées à 37°C pendant 24h pour les bactéries et à 25°C pendant 5 jours pour les champignons (Fig. 3.43 c).



a

b



c

Figure 3.43 (a, b et c) - Les étapes d'ensemencement pour la détermination de la CMI et CMB (photographies originales)

➤ Lecture

- Commencer la lecture par la plus faible concentration, la CMI est la faible concentration pour laquelle il n'y a pas de culture visible. La présence d'une ou deux colonies n'est pas prise en considération. La présence de colonies dans les boîtes témoins rend les résultats non valables.

- Pour la CMB et la CMF, et après la lecture de CMI, on prend en considération les disques des souches là où il n'y avait pas de croissance

(bactérienne et fongique) respectivement. Ces derniers vont être déplacés dans des nouvelles boîtes Pétri contenant le milieu de culture qui convient (MH pour les bactéries et SAB pour les levures), et incubés pendant 24h à 37° C. et 5 jours à 25°C. respectivement.

- Lire la CMB et la CMF pour la quelle il n'ya pas de culture visible.

3.7. – Etude de la sensibilité des larves de *Tuta absoluta* aux huiles essentielles seul et en association avec les micro-organismes

Trois micro-organismes entomopathogènes ont été utilisés dans cette partie soit *Bacillus thuringiensis* ATCC 33679, *Beauveria bassiana* ATCC74040 et *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853, et une souche autochtone isolée *Arthrospira platensis* (spiruline Dtam)[152].

La sensibilité des larves aux trois micro-organismes a été examinée dans des conditions de laboratoire. Pour chaque micro-organisme trois *inoculas* ont été utilisés: I1= 10⁸ spores ou UFC /mL, I2= 10⁷ spores ou UFC/mL et I3= 10⁶ spores ou UFC /mL. Les témoins ont été traités à l'eau distillée stérile.

3.7.1. - Préparation des *inocula*

Les *inocula* destinés à l'infection des chenilles ont été obtenus en prélevant une öse à la surface de la gélose contenant les espèces microbiennes à l'aide d'un écouvillon, ce dernier est plongeant dans 10 mL d'eau distillée stérile puis bien homogénéisé à l'aide d'un vortex afin de détacher les conidiospores de leur substrat. Les solutions sont filtrées afin d'obtenir des solutions-mères. Le dénombrement des spores de *Beauveria bassiana* ATCC 74040 et les cellules microbiennes de *Bacillus thuringiensis* ATCC 33679, *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853 et *Arthrospira platensis* est effectué sur cellule de Malassez. Les différentes doses utilisées sont obtenues par des dilutions successives de la solution mère titrée à la concentration la plus élevée.

3.7.2. -Méthode d'infestation

Les *inocula* I1, I2 et I3 et le témoin T0 (eau distillée stérile) sont pulvérisés (à raison de 100 μ L par larve) sur 20 chenilles au stade larvaire L1 placées dans une boîte de Pétri dont le fond est recouvert de papier absorbant afin d'éliminer l'excès du traitement. Les boîtes de Pétri sont placées ensuite dans une étuve à une température de 25°C (Fig. 3.44). L'effet larvicide (la mortalité) est noté juste après l'infestation des chenilles de j0 jusqu'au jour de la mortalité de toutes les chenilles à 100%.

Dans un deuxième essai, les mêmes étapes d'infestation des chenilles sont réalisées avec 1 mL de chaque huile essentielle extraite.

Afin de démontrer l'effet de synergie (effet entomopathogènes) des huiles essentielles en association avec les micro-organismes, les mêmes étapes d'infestation des chenilles sont réalisées avec 1 mL de chaque huile essentielle extraite + Les *inocula* I1, I2 et I3.



Fig. 3.44 - Méthode d'infestation des larves de *T. absoluta* par les *inocula* (photographies originales)

Les cadavres larvaires seront récupérés à l'aide d'une pince stérilée au préalable au four Pasteur à 180°C/30 min puis déposer délicatement sur gélose sélectifs propre aux micro-organismes. Les boîtes de Pétri seront placées à l'étuve à 25°C/3 jours. Le but de cette étape et le re-isolement des micro-organismes entomopathogènes (Fig. 3.45).

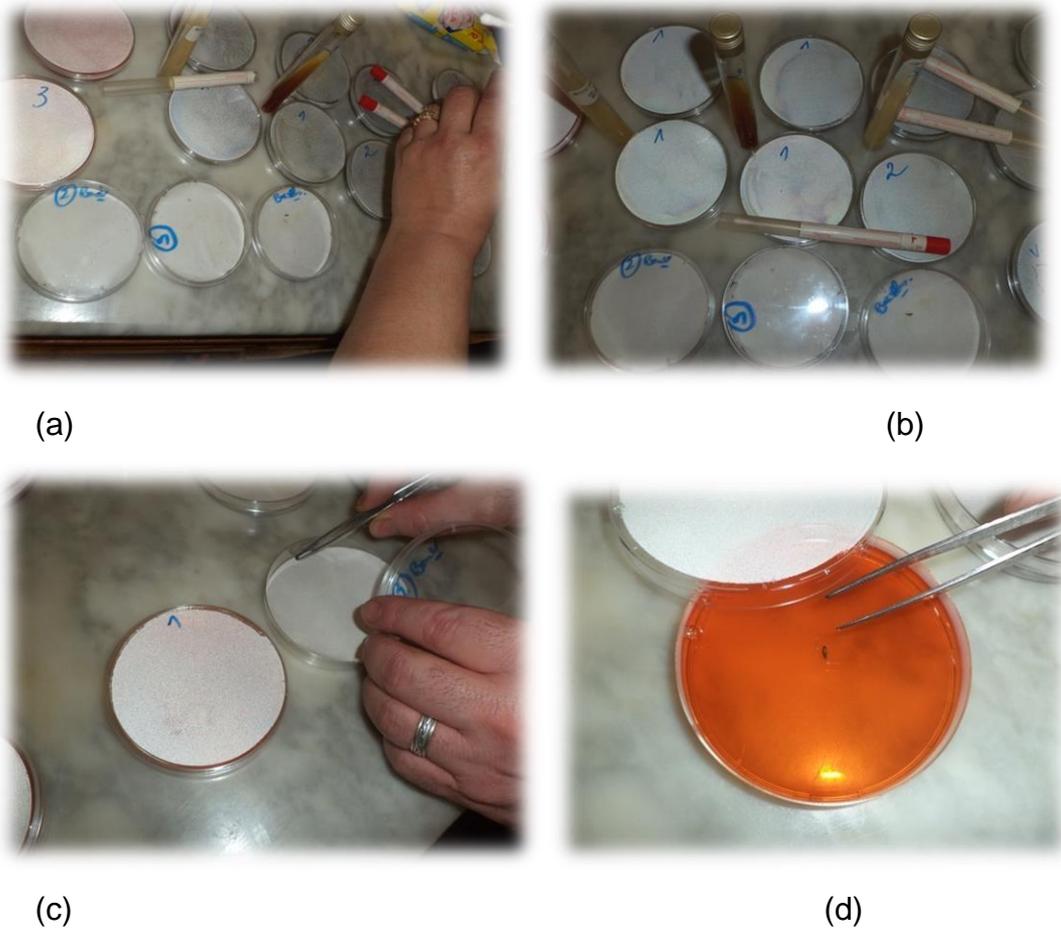


Fig. 3.45 (a, b, c et d) -Méthode de re-isolement des micro-organismes entomopathogènes à partir des cadavres de larves de *T. absoluta* (photographies originales)

3.8. - Etude de la relation de la symptomatologie (nombre des mines) et l'évolution de la qualité biochimique (valeur nutritionnelle) de la tomate.

3.8.1. - Détermination de la teneur en protéines (NA.1158/1990 tirer de la méthode de Kjeldahl NF 1.1.34 /1985)

Selon la méthode de Kjeldahl, la détermination du taux de protéines, se fait en trois étapes successives:

- ✓ Digestion ou minéralisation de l'échantillon
- ✓ Distillation de l'ammoniac
- ✓ Titrage de l'ammoniac

La teneur en protéines se calcule à partir de la teneur en azote par l'intermédiaire d'un facteur de conversion qui est égal dans ce cas à 5,7.

Le calcul de la teneur en azote total apportée à la matière sèche est donné par la relation:

$$Ta = \frac{V}{M} \times 0,0014 \times 100$$

V: volume (mL) de la solution d'acide sulfurique versé à la burette lors du titrage

M: masse (g) de la prise d'essai (1 g)

Ta: teneur en azote exprimée en g/100 g

K: coefficient de conversion de l'azote en protéines totales (K= 5,7)

La teneur en protéines (Tp) est obtenue par la relation suivante:

$$Tp = Ta \cdot K$$

La teneur en protéines (Tp) est exprimée en % par rapport à la matière sèche

$$Tp = Ta \cdot K \cdot 100 (100 - H)$$

Ta: teneur en azote

Tp: teneur en protéines en (%)

H: humidité

3.8.2. - Teneur en chlorophylles et en caroténoïdes dans la tomate [153]

La quantité des chlorophylles est mesurée par spectrophotométrie, 5 mg de poids sec de tomate sont centrifugés (800 tours pendant 2 min) puis mélangés à 8 mL d'acétone 90% (v/v) pour extraire tout les pigments.

La suspension est agitée vigoureusement puis mise à l'obscurité à 4°C. pendant 48 h. Un surnageant est obtenu après centrifugation (800 tr pendant 5 min). La densité optique de ce dernier est lue au spectrophotomètre (UV - Visible) à 665, 645 et 630 nm. La quantité des chlorophylles est calculée selon les équations suivantes:

$$[ch_a] = 11,6 DO_{665} - 1,31 DO_{645} - 0,14 DO_{630}$$

$$[ch_b] = 20,7 DO_{645} - 4,34 DO_{665} - 4,42 DO_{630}$$

$$[ch_c] = 55,0 DO_{630} - 4,64 DO_{665} - 16,30 DO_{645}$$

Ch_a Ch_b et Ch_c sont les concentrations des chlorophylles a, b et c en mg/L.

Les caroténoïdes sont extraits en ajoutant des parts de 1 mL d'éthyle éther jusqu'à obtention d'un extrait clair. Le solvant est ensuite évaporé. Le culot obtenu est alors mis en suspension dans 5 mL d'acétone 90% (v/v) puis lu par spectrophotométrie à 444 nm. La concentration en caroténoïdes (Ct en mg/L) est donnée par l'équation suivante:

$$Ct = 4,23x DO_{444} - 0,0439$$

CHAPITRE IV - RESULTATS

Les résultats se présentent en deux parties assez distinctes. La première concerne quelques aspects de la bioécologie de la mineuse de la tomate dans les serres de Fouka Marine. La seconde tourne autour de la microbiologie et de la lutte grâce à l'extraction de l'huile essentielle du clou de girofle. D'abord, il est question de l'enquête menée sur les principales actions entreprises au niveau des serres, suivie par les taux d'infestation de la tomate par les populations de *Tuta absoluta* dans les serres prises en considération. L'importance du zéro de développement de *Tuta absoluta* est soulignée. Cette partie est suivie des résultats des méthodes de lutte contre la mineuse de la tomate par différents types de pièges. Les résultats sur les espèces prises dans les pots Barber sont exploités par des indices écologiques de composition. Des comparaisons sont faites entre les insectes capturés dans les assiettes jaunes dans la serre protégée par le système Insect-Proof et dans les serres à pratiques locales n°1 et n°2. Les résultats des analyses microbiologiques des fèces de *Tuta absoluta* récoltées dans les feuilles et les tomates sont exposés, suivis par l'extraction de l'huile essentielle du clou de girofle et par l'examen de l'activité antimicrobienne de l'huile essentielle de cette plante. Par la suite la sensibilité des larves de *Tuta absoluta* aux huiles essentielles seules et en association avec les micro-organismes retient l'attention. La relation entre le nombre des mines au niveau des feuilles de la tomate et la teneur foliaire en pigments est prise en compte.

4.1. - Résultats de l'enquête sur les principales actions entreprises au niveau des serres

Durant la présente enquête menée au cours des années 2012 et 2013, plusieurs points sont pris en considération:

4.1.1 - Pollinisation par des bourdons

Sachant que les fleurs de la tomate sont autogames, la fécondation croisée ne peut se faire que grâce à un agent externe comme le vent ou un insecte. C'est pour cela qu'il est fait appel à une ruche de bourdons (*Bombus terrestris* Linné, 1758) contenant une reine, des ouvrières et un couvain complet avec des oeufs, des larves et des cocons en dehors des types particuliers. La ruche installée est de type S (74021). Une nourriture sucrée additionnée "Bee Happy" est mise à la disposition de 50 individus. La Durée de vie de la ruche est approximative de 6 semaines. Elle est caractérisée par une pollinisation pour une surface maximale de 1000 m².

Une première ruche est installée au niveau des serres protégées par le filet Insect-Proof au début de février. Ensuite, une 2^{ème} ruche est mise en place au début d'avril (Fig. 4.46).



Figure 4.46 - Lâchers de bourdons pollinisateurs (photographies originales)

L'utilisation des bourdons pollinisateurs est très appréciée à la fin du programme par tous les participants de "l'école aux champs" qui comptent, de ce fait, les utiliser dans les campagnes à venir et même généraliser cette technique à travers toute la région. D'ailleurs, certains agriculteurs se sont organisés déjà pour faire une commande en groupe, de ruchettes à bourdons.

4.1.2 – Lâchers d'auxiliaires utiles

Les lâchers de *Nesidiocoris tenuis*, insecte utile contre la mineuse de la tomate, sont réalisés à deux reprises. En effet, une moyenne d'un individu/m² soit 400 individus/serre, sont nécessaires pour couvrir les populations existant à l'intérieur de la serre ciblée.

L'opération du lâcher des 400 individus s'est faite en deux fois, soit:

- un premier lâcher de près de 200 individus, s'est déroulé le 28 mars 2013.
- un deuxième lâcher est le 9 mai 2013 portant sur 200 "nésidiocores".

4.1.3 – Utilisation des pesticides

D'après la présente enquête une diminution importante de l'utilisation des pesticides est notée par rapport aux années précédentes au niveau des serres. En effet, seuls 2 insecticides de type chimique sont appliqués, soit le coragene qui est compatible avec le programme de lutte biologique et l'azardirectine qui est un insecticide-acaricide typiquement biologique.

Le nombre de traitements généralement apportés par les agriculteurs de la région de Fouka Marine durant tout le cycle de la tomate, est de 22 à 26 traitements tous types de pesticides confondus dont parmi eux 8 à 10traitements sont consacrés uniquement pour lutter contre la mineuse de la tomate.

L'évaluation financière de l'investissement des traitements phytosanitaires est présentée au niveau du tableau 4.11:

Tableau 4.11 - Evaluation financière de l'investissement des traitements phytosanitaires effectué au niveau de l'école aux champs

Nom du pesticide (commerciale ou matière active)	Serre munie de filet Insect-Proof		Serre à pratiques locales	
	Nombre de traitements	Coût en D.A. du Traitement	Nombre de Traitements	Coût en D.A. du traitement
Fumigant	1	1000	1	1000
Soufre + oxychlorure de cuivre	1	1000	1	1000
Propineb	1	250	2	500
Mancozèbe (2 fois)	2	700	2	700

Procymidone	0	00	1	1000
Thiophanate Methyl	1	1000	2	2000
Methomyl 25%	0	00	1	800
Avaunt 150 SC	0	00	2	1100
Azadirachtin(121701)	3	2000	3	2000
Chlorantraniliprole	2	4000	2	4000
Sprafer	0	0	10	3500
Montant	11	9.950 D.A.	27	17.600 D.A.

Sprafer: Hormone de croissance

Pour ce qui concerne l'utilisation des pesticides, une réduction notable est estimée à 41 % par rapport au nombre total des applications des produits phytosanitaires. Cette constatation est une conséquence de la mise en place de la lutte biologique. Principalement les traitements contre la mineuse de la tomate, ravageur qui constitue un important problème pour les serres de cette région, ont diminué en nombre. L'évaluation financière de la main d'œuvre est regroupée au niveau du tableau 4.12.

Tableau 4.12 - Evaluation financière de la main d'œuvre au niveau de l'école aux champs

Operations	Nombre d'ouvriers	Serre munie de filet Insect-Proof	Serre à pratiques locales
Préparation de la serre	2	1.600	1.600
Préparation de la pépinière	1	800	800
Repiquage	1	800	800
Traitement chimique	1	8.800	21.600
Désherbage manuel	2	0	4.800
Effeillage et autres activités d'entretien	2	6.000	3.200
Application des hormones de croissance	2	0	16.000
Récoltes	2	10.000	8.000
Divers travaux	2	5.000	5.000
Montants		33.000 DA	61.800 DA

Pour ce qui concerne la production, une nette progression est enregistrée au niveau de la serre munie du filet insect-Proof, par rapport aux années écoulées

où, à titre d'exemple, 35 qtx/serre sont enregistrés en 2010/2011, 50 qtx/serre en 2011/2012 et 67,2 qtx/serre en 2012/2013 soit une augmentation de 17,2 qx/serre avec une réduction des charges financières. La mobilisation de la main d'œuvre a été moins importante sachant qu'un manque flagrant en matière de main d'œuvre est à dénoter. Le manque de la main d'œuvre représente actuellement une contrainte paralysante à l'égard des agriculteurs de la région de Fouka Marine.

L'évaluation financière globale est décrite au niveau du tableau 4.13:

Les agriculteurs ont pu confirmer l'efficacité des méthodes alternatives appliquées tout au long de leur formation. Il s'agit particulièrement de l'utilisation de différents pièges à phéromone et chromatiques pour le contrôle des populations de différents ravageurs et surtout, de positionner les traitements suivant le cycle biologique et le stade phénologique de la plante pour les déprédateurs et les conditions optimales d'apparition et de développement des diverses maladies cryptogamiques grâce aux outils de suivi, installés à l'intérieur de la serre protégée par le filet Insect-Proof.

Tableau 4.13 - Evaluation financière globale au niveau de l'école aux champs

Opérations	Serre munie de filet Insect-Proof	Serre à pratiques locales
Plants	8.000	8.000
Fumure	5.000	5.000
Fertilisant	10.000	10.000
Traitements phytosanitaires	9.950	17.600
Pièges à phéromone	1.500	750
Insect-Proof	2.500	0
Paillage noir	3.000	0
Plaques jaunes et bleues	300	500
Ruche de bordons pollinisateurs	15.000	0
Mains d'œuvre	33.000	61.800
Montants	88.250 D.A.	103.650 D.A.

L'évaluation de la marge bénéficiaire en matière de gains, dépenses et de bénéfices au niveau de la serre protégée par le filet Insect-Proof et celle des pratiques locales est citée au niveau du tableau 4.14:

Tableau 4.14 - Evaluation financière globale au niveau des serres de l'école aux champs

Serre	Gains	Dépenses	Bénéfices
Serre protégée par le filet Insect-Proof	268.800 D.A.	88.250 D.A.	180.550 D.A.
Serre à pratiques Locales	180.000 D.A.	103.650 D.A.	76.350 D.A.

D'après les résultats de l'évaluation financière globale au niveau des serres de l'école aux champs, le bénéfice est plus élevé au niveau des serres protégées par le filet insect-Proof, presque 2,5 fois plus qu'au niveau de la serre à pratiques locales.

4.2. - Résultats sur les taux d'infestation de la tomate par des populations de *T. absoluta* dans des serres d'étude

Les estimations des taux d'infestation par la population larvaire de *Tuta absoluta*, infestant les feuilles sont faites sur 300 feuilles prélevées aléatoirement dans la serre protégée par Insect-Proff et celle à pratiques locales, durant six mois du 1/12/ 2012 au 30/5/2013. Elles sont portées dans la figure 4.47 et le tableau 4.15.

Tableau 4.15 - Comparaison entre les infestations de la tomate dans les serres protégées par Insect-Proof et dans celles à pratiques locales à Fouka

Dates	T. (serre n°1 I P)	% d'infest. (I P n°1)	T. serre n°2 I P)	% d'infest. (I P n°2)	T. sous-serre n°1 (p I)	% d'infest. (p I n°1)	T. sous-serre n°2 (p I 2)	% d'infest. (p I n°2)
1 au 7 XII 2012	20	2,50	21	2,33	18	3,67	19,5	4,33
2 au 7 I 2013	22,2	7	21,5	6,50	19	9	20	8,45
1 au 7 II 2013	23,4	25	22,5	27	20	29	21	31,66
2 au 9 III 2013	28,5	38	27,2	36	26,7	41	26,3	42,50
2 au 9 IV 2013	34	42	33,5	39	29,8	45	30,00	44
3 au 10 V 2013	41	46	42,3	47	38,6	52	37,67	52,93
1 au 8 VI 2013	46,3	56,67	47,8	58,50	42,60	74,90	41,85	79,88

T.: Température; infest.: infestations; I P: Insecte-Proof; p I: Pratiques locales

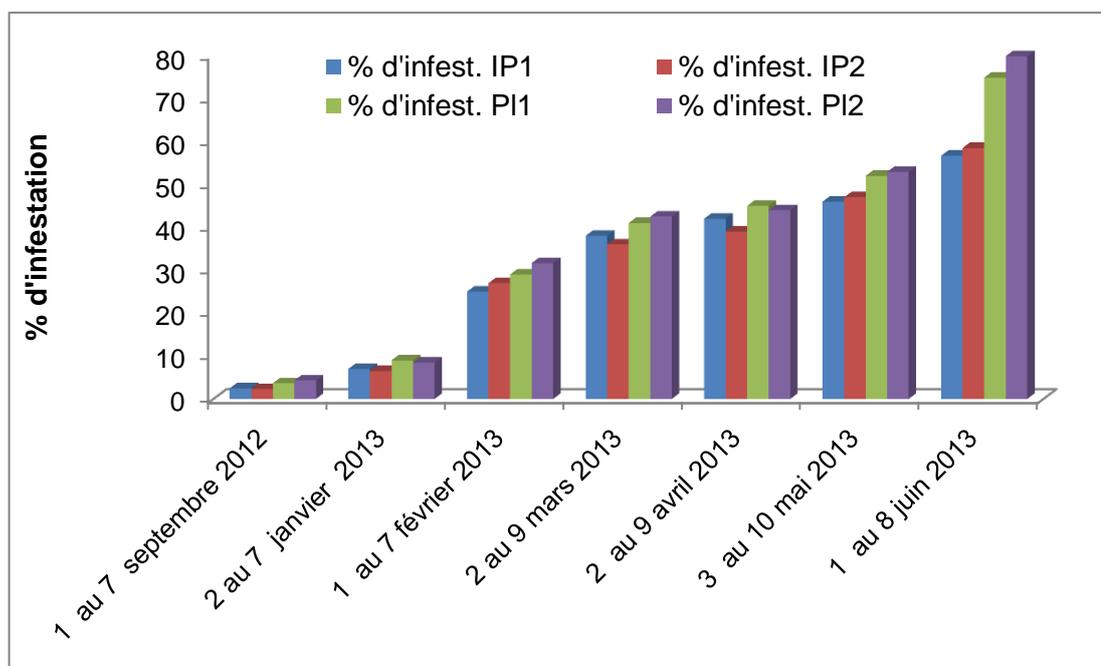


Fig. 4.47 - Comparaison entre les infestations dans les serres protégées par le filet Insect-Proof (IP1 et IP2) et dans celles à pratiques locales à Fouka (PI1 et PI2)

La comparaison entre les infestations dans la serre munie d'Insect-Proof et celles dans la serre des pratiques locales montre l'efficacité de ce filet puisque les attaques par *Tuta absoluta* sont toujours plus élevées dans la serre à pratiques locales notamment entre le 1^{er} et le 8 juin 2013. La valeur de l'infestation la plus élevée est égale à 79,9 % enregistrée dans la serre à pratiques locales contre seulement 58,5 % dans la serre Insect-Proof.

4.3. Détermination du zéro de développement de *Tuta absoluta*

Dans le but de connaître le zéro de développement de *Tuta absoluta* le cycle biologique de cette espèce est suivi sur des lots placés à deux températures 20 °C et 26 °C. Le calcul du zéro de développement a donné une valeur $Z_0 = 9,2^{\circ}\text{C}$. À partir de cette valeur, il est possible de calculer la somme des degrés utiles nécessaires pour boucler le cycle biologique de l'espèce: $s_1 = (Nt - Z_0) \times t = 302,4^{\circ}\text{C} \cdot \text{J}$, et ainsi de prévoir le nombre de générations potentielles dans une station donnée. Au cours de la période expérimentale, pour chaque mois, les degrés utiles sont obtenus en soustrayant de la température moyenne le zéro de

développement et en multipliant par le nombre de jours de ce mois. Il est tenu compte de l'ensemble des mois nécessaires à la culture de la tomate pour faire la somme totale des degrés utiles (ST). Il suffit alors de faire le rapport ST à s1 pour obtenir le nombre de générations potentielles de *Tuta absoluta*. En plein champ, dans les conditions thermiques naturelles, entre le 12 décembre et le 12 mai d'une année moyenne de la décennie 2003-2012 (station météo. Sidi Fredj: 36° 46' N., 2° 51' E.), la somme des degrés utiles est de 965,75°C*J. De ce fait, le nombre potentiel de générations dans la nature au cours de cette période est de 3. Il est à remarquer que 5 générations sont notées à l'entrée de la serre à pratiques locales et 7 générations au milieu de la serre à Insect-Proof. Ces différences sont dues aux températures, qui sont plus élevées sous abri plastique. Les détails de l'analyse de la variance comparant le taux d'infestation dans la serre munie d'Insect-Proof avec celui de la serre à pratiques locales sont cités dans le tableau 4.16:

Tableau 4.16 - Recherche du zéro de développement à 20°C. et à 26°C.

Température (°C)	Durée du cycle	T°*J	Zéro de développ. (°C)
20	28	560	9,2
26	18	468	

T°*J : température x Jours; développ. : Développement

Il est à noter que Nt1 (28 ± 2 jours) est la durée du cycle à la température 1 (t1 = 20°C) et Nt2 (18 ± 1 jours) la durée du cycle à la température 2 (t2= 26°C).

La comparaison du zéro de développement de *Tuta absoluta* par les différentes températures étudiées permet de mettre en évidence l'existence d'éventuelles erreurs commises lors de l'expérimentation pour tenter de réduire l'impact des celles-ci. Le zéro de développement enregistré est de 9,2 °C.

4.4. - Comparaison des résultats des méthodes de lutte contre *Tuta absoluta* par différents types de pièges

4.4.1. - Captures de *Tuta absoluta* dans les pièges Delta dans la serre munie d'Insect-Proof et dans celle à pratiques locales

Les résultats des nombres de papillons capturés dans le piège Delta dans les deux types de dispositifs (serre munie de filet Insect-Proof et serre sans filet ou à pratiques locales) à Fouka marine, durant six mois de décembre 2012 à juin 2013 sont mis dans le tableau 4.17 et interprétés par la figures 4.48.

Tableau 4.17 -Résultats des captures de *Tuta absoluta* dans les pièges Delta dans les serres munie d'Insect-Proof et à pratiques locales

Dates	Captures Insect-Proof n°1			Totaux T2	Captures pratiques locales n°1			Totaux pratiques locales
	Piège1	Piège 2	Piège 3		Piège 1	Piège 2	Piège 3	
1 au 10 XII 2012	30	5	2	37	170	130	5	305
10 au 20 XII 2012	10	8	3	21	120	46	12	178
20 au 30 XII 2012	40	9	10	59	5	6	40	51
30 XII au 7 I 2013	10	9	3	22	5	4	2	11
7 au 15 I 2013	50	4	11	65	19	4	10	33
15 au 22 I 2013	16	5	7	28	15	9	9	33
22 au 27 I 2013	40	2	9	51	25	9	20	54
27 I au 3 II 2013	6	41	8	55	30	2	10	42
3 au 10 II 2013	70	9	2	81	44	3	14	61
10 au 17 II 2013	17	3	30	50	12	8	10	30
17 au 23 II 2013	38	7	30	75	30	20	3	53
23 II au 1 III 2013	25	16	2	43	60	20	5	85
1 au 8 III 2013	2	6	5	13	111	30	8	149
8 au 16 III 2013	15	30	5	50	150	3	30	183
16 au 23 III 2013	12	6	13	31	40	40	4	84
23 au 31 III 2013	42	12	4	58	200	60	5	265
31 III au 8 IV 2013	69	59	7	135	238	96	4	338
8 au 15 IV 2013	100	90	8	198	308	88	10	406
15 au 22 IV 2013	105	110	8	223	102	94	17	213
22 au 29 IV 2013	175	150	3	328	155	148	13	316
29 IV au 6 V 2013	135	167	10	312	212	256	24	492
6 au 12 V 2013	124	155	8	287	200	150	50	400
12 au 19 V 2013	113	108	10	231	166	69	102	337
19 au 26 V 2013	165	100	15	280	233	154	50	437
				2.733				4.556

Les captures dans les pièges Delta placés à l'entrée de la serre munie d'un filet Insect-Proof montre l'existence de 8 générations pendant la période allant du 1 décembre 2012 au 26 mai 2013. La première génération est enregistrée du 20 décembre 2012 au 7 janvier 2013, et la huitième du 19 au 26 mai 2013. Une huitième génération potentiel est à signaler. Ce nombre très élevé de générations peut être dû aux inconvénients du filet Insect-Proof qui augmente la température et l'humidité à l'intérieur de la serre, ce qui raccourcit la durée du cycle de chaque mineuse de la tomate.

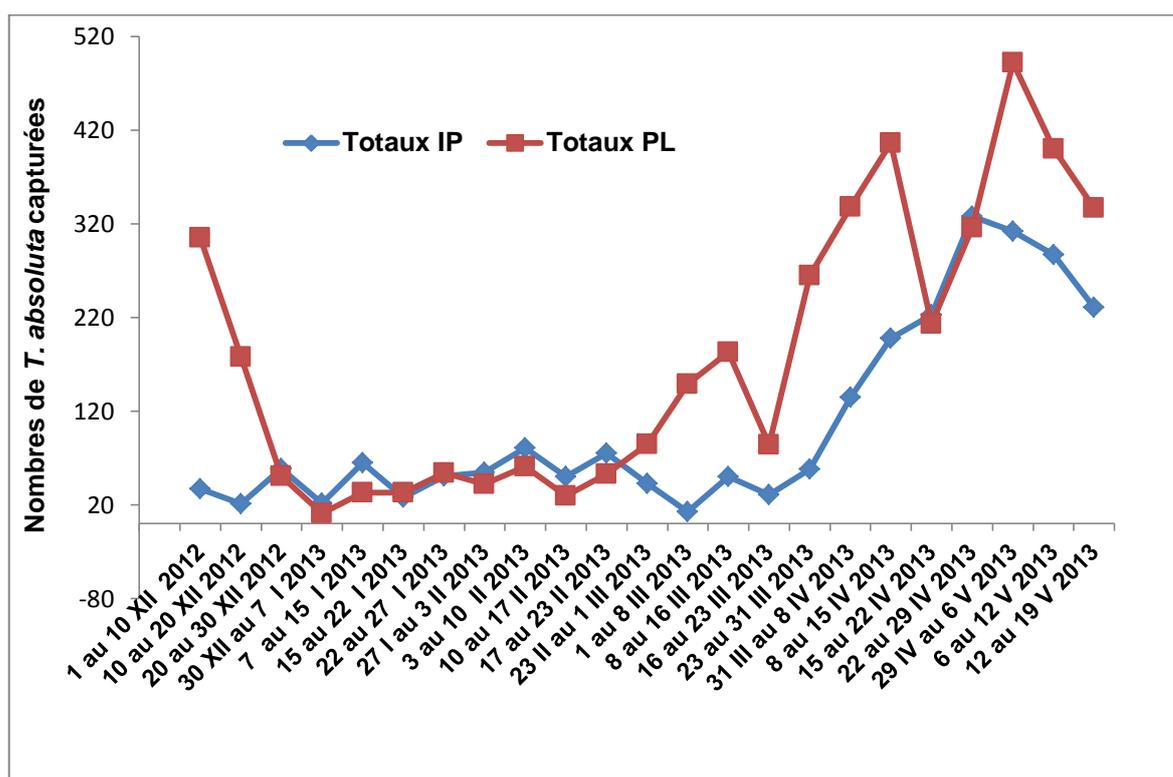


Figure 4.48 - Comparaison des captures de *Tuta absoluta* dans la serre munie de filet Insect-Proof (IP) et de celles dans la serre à pratiques locales (PL)

Le nombre d'adultes de *Tuta absoluta* capturés par les pièges Delta placés dans la serre à pratiques locales est plus important que celui trouvé dans la serre munie d'Insect-Proof. Les valeurs les plus élevées sont notées du 29 avril au 6 mai 2013 avec 492 individus. Par contre dans la serre munie de filet Insect-Proof le nombre maximum est enregistré est de 328 individus capturés durant la période allant du 22 avril au 29 avril 2013. Ces résultats sont expliqués par le fait que le filet Insect-

Proof ne permet pas l'entrée de nouveaux adultes dans la serre tout en gardant les individus existant à l'intérieur au préalable. De même le nombre très élevé des captures de la serre à pratiques locales est justifié par leur attraction par la phéromone des serres et des champs voisins.

Les détails de l'analyse de la variance des captures de *T. absoluta* dans la serre munie d'Insect-Proof comparée à celles de la serre à pratiques locales sont cités dans le tableau 4.18:

Tableau 4.18 – Détails de l'analyse de la variance entre le taux d'infestation dans la serre munie d'Insect-Proof et celui dans la serre à pratiques locales

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	2	2992716,133	1496358,067	81,874	0,012
Erreur	2	36552,667	18276,333		
Total corrigé	4	3029268,800			

La valeur de F calculée étant égale à 0,012 montre qu'il existe une différence significative entre le taux d'infestation dans la serre munie d'Insect-Proof et celui de la serre à pratiques locales avec un intervalle de confiance à 95%

4.4.2. - Captures de *Tuta absoluta* par les pièges Delta dans la serre à pratiques locales et en plein champ

Les nombres des papillons capturés d'une part dans le piège delta placé dans la serre à pratiques locales et ceux interceptés par le même type de piège en plein champ à Fouka Marine durant six mois soit du 01 XII 2012 au 30 V 2013 sont comparés dans le tableau 4.19 et interprétés dans la figure 4.49.

Tableau 4.19 - Captures de *Tuta absoluta* dans les pièges Delta dans la serre témoin à pratiques locales n°2 et en plein champ

Dates	Captures dans serre à pratiques locales n° 2			Totaux T2	Captures en plein champ			Totaux Plein champ
	Piège1	Piège 2	Piège 3		Piège 1	Piège 2	Piège 3	
1 au 10 XII 2012	111	137	101	349	221	158	155	535
10 au 20 XII 2012	132	155	105	392	200	206	184	590
20 au 30 XII 2012	90	10	15	115	139	141	103	383
30 XII 2012 au 7 I 2013	10	32	14	56	203	108	99	410
7 au 15 I 2013	61	14	65	140	45	47	94	186
15 au 22 I 2013	07	10	18	35	19	41	90	150
22 au 27 I 2013	3	11	30	43	31	60	38	129
27 I au 3 II 2013	5	19	50	74	23	5	87	115
3 au 10 II 2013	15	26	12	53	4	5	2	11
10 au 17 II 2013	5	10	26	41	4	12	5	21
17 au 23 II 2013	14	3	4	21	5	5	2	12
23 II au 1 III 2013	10	15	20	45	10	13	3	26
1 au 8 III 2013	17	3	10	30	4	7	2	13
8 au 16 III 2013	32	49	66	147	21	17	24	62
16 au 23 III 2013	34	80	100	214	88	100	108	296
23 au 31 III 2013	99	29	38	166	170	144	200	514
31 III au 8 IV 2013	56	44	34	134	251	232	141	624
8 IV au 15 IV 2013	91	155	100	346	266	100	128	494
15 au 22 IV 2013	255	161	110	526	269	284	330	883
22 au 29 IV 2013	142	200	193	535	321	300	327	948
29 IV au 6 V 2013	90	81	109	280	264	304	249	817
6 au 12 V 2013	147	230	70	447	294	199	293	786
12 au 19 V 2013	200	91	279	570	308	244	82	634
19 au 26 V 2013	86	169	166	421	340	206	96	642
				5.180				9.281

La comparaison des nombres de papillons capturés dans le piège Delta entre la serre à pratiques locales et en plein champ à Fouka Marine met en évidence des valeurs très différentes puisque **9.281** mâles sont capturés en plein champ contre seulement **5.180** individus sous-serre. Le maximum est enregistré en plein champ entre le 22 et le 29 avril 2013 avec 948 individus. A la même période seulement 535 individus sont pigés sous-serre. Les détails de l'analyse de la variance des captures de *T. absoluta* dans la serre à pratiques locales comparées à celles obtenues en plein champ sont cités dans le tableau 4.20.

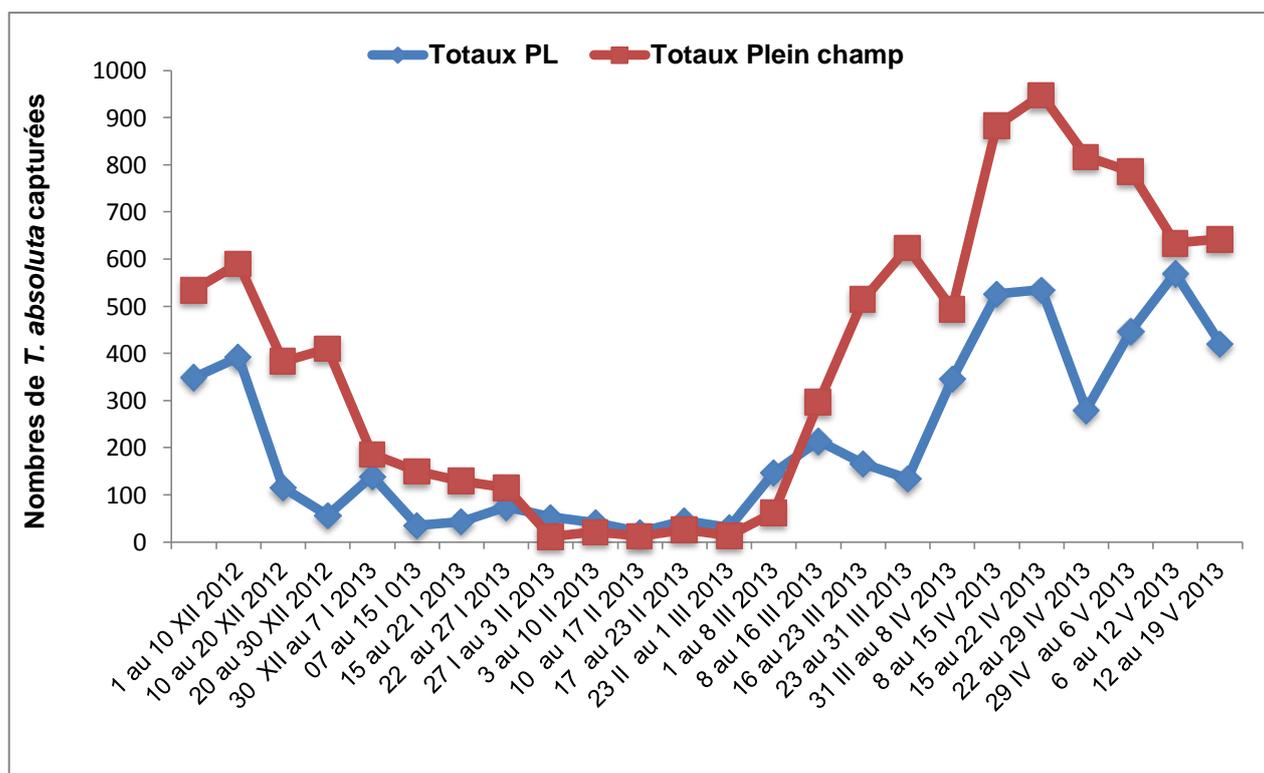


Fig. 4.49 - Comparaison des captures de *Tuta absoluta* dans la serre à pratiques locales et en plein champ

Tableau 4.20 - Détails de l'analyse de la variance des captures de *T. absoluta* dans la serre à pratiques locales comparées à celles obtenues en plein champ

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	2	3672718,933	1836359,467	159,399	0,006
Erreur	2	23041,067	11520,533		
Total corrigé	4	3695760,000			

La valeur de F calculée étant égale à 0,006 montre qu'il n'existe pas une différence significative entre les captures réalisées dans la serre à pratiques locales et celles faites en plein champ avec un intervalle de confiance à 95%.

4.5. -Exploitation par des indices écologiques de composition des espèces prises dans les pots Barber

Les effectifs des espèces piégées dans les pots Barber et dans les assiettes jaunes placées sous-serre sont présentés.

4.5.1. - Richesses totales et abondances relatives des espèces capturées dans les pots enterrés dans la serre protégée par le filet Insect-Proof en janvier

Les effectifs, la richesse totale et les abondances relatives des espèces trouvées dans la serre protégée par Insect-Proof sont notés dans le tableau 4.21:

Tableau 4.21 – Nombres d'individus, richesse totale et abondances relatives, des espèces trouvées dans la serre protégée par Insect-Proof en janvier

Numéros	Espèces	ni	AR%	Pi	Log2 Pi	H'/espèce
1	Acari sp. indét.	9	1,35	0,01	-6,22	0,08
2	<i>Pergamasus</i> sp.	1	0,15	0,00	-9,39	0,01
3	Oribatidae sp. indét.	2	0,30	0,00	-8,39	0,03
4	Gnaphosidae sp. indét.	2	0,30	0,00	-8,39	0,03
5	<i>Leptyphantès</i> sp.	1	0,15	0,00	-9,39	0,01
6	Neanuridae sp. indét.	115	17,19	0,17	-2,54	0,44
7	Entomobryidae sp. indét.	142	21,23	0,21	-2,24	0,47
8	<i>Sminthurus</i> sp.	5	0,75	0,01	-7,06	0,05
9	<i>Trigonidium cicindeloides</i>	1	0,15	0,00	-9,39	0,01
10	<i>Nesidiocoris tenuis</i>	10	1,49	0,01	-6,06	0,09
11	Aphidae sp. indét.	1	0,15	0,00	-9,39	0,01
12	<i>Anthicusfloralis</i>	7	1,05	0,01	-6,58	0,07
13	Staphylinidae sp. indét.	5	0,75	0,01	-7,06	0,05
14	<i>Oxytelus</i> sp.	2	0,30	0,00	-8,39	0,03
15	Cryptophagidae sp. indét.	1	0,15	0,00	-9,39	0,01
16	<i>Brachyderes</i> sp.	2	0,30	0,00	-8,39	0,03
17	Cynipidae sp. indét.	3	0,45	0,00	-7,80	0,03
18	Chalcidae sp. indét.	1	0,15	0,00	-9,39	0,01
19	Ichneumonidae sp. indét.	2	0,30	0,00	-8,39	0,03
20	<i>Plagiolepis barbara</i>	1	0,15	0,00	-9,39	0,01
21	<i>Tapinoma simrothi</i>	19	2,84	0,03	-5,14	0,15

22	<i>Tetramoriumbiskrense</i>	236	35,28	0,35	-1,50	0,53
23	<i>Tuta absoluta</i>	1	0,15	0,00	-9,39	0,01
24	<i>Sciara sp.</i>	10	1,49	0,01	-6,06	0,09
25	<i>Colpodia sp.</i>	1	0,15	0,00	-9,39	0,01
26	<i>Tanypus sp.</i>	1	0,15	0,00	-9,39	0,01
27	<i>Drapetis sp.</i>	2	0,30	0,00	-8,39	0,03
28	<i>Tachydromia sp.</i>	1	0,15	0,00	-9,39	0,01
29	Phoridae sp. ind.	2	0,30	0,00	-8,39	0,03
30	Anthomyinae sp. indét.	81	12,11	0,12	-3,05	0,37
31	Opomyzidae sp. indét.	1	0,15	0,00	-9,39	0,01
32	<i>Tarentola mauritanica</i>	1	0,15	0,00	-9,39	0,01
Totaux	32 espèces	135	100			2,79

Ni: Nombres d'individus, AR%: Abondances relatives

L'utilisation des pots Barber dans la serre protégée par Insect-Proof en janvier a permis de recenser 32 espèces, parmi lesquelles, *Tetramoriumbiskrense* (Formicidae) (A.R. % = 35,3 %) apparaît la plus fréquente (Tab. 4.21). Elle est suivie par Entomobryidae sp. indét. (AR % = 21,2 %), et par Neanuridae sp. indét. (A.R. % = 17,2 %). Les autres espèces sont faiblement à moyennement représentées ($0,15\% \leq \text{A.R. \%} \leq 12,1\%$).

4.5.2. - Richesses totales et abondances relatives des espèces capturées dans les pots enterrés dans la serre à pratiques locales n°1 en janvier

Les effectifs, les richesses totales et les abondances relatives des espèces trouvées dans la serre à pratiques locales n° 1 en décembre sont mentionnées dans le tableau 4.22:

Au total, 22 espèces sont piégées par la méthode des pots Barber en janvier au niveau de la serre à pratiques locales n° 1 (Tab. 4.22). L'espèce qui domine est Neanuridae sp. indét. (AR % = 33,0 %). *Tetramoriumbiskrense* se classe en deuxième position (AR % = 21,0 %). L'espèce qui se classe en 3^{ème} position est Entomobryidae sp. indét., soit une valeur d'abondance relative de 16,9 %. Les espèces qui restent sont représentées par de faibles pourcentages ($0,2\% \leq \text{AR \%} \leq 7,3\%$).

Tableau 4.22– Nombres d'individus, abondances relatives, et richesses totales des espèces trouvées dans la serre à pratiques locales n° 1 en janvier

Numéros	Espèces	ni	AR%	Pi	Log2 Pi	H'/espèce
1	Gnaphosidaesp.indét.	4	0,92	0,01	-6,77	0,06
2	Salticidae sp.indét.	1	0,23	0,00	-8,77	0,02
3	Thomisidae sp. indét.	1	0,23	0,00	-8,77	0,02
4	Oniscidae sp. indét.	1	0,23	0,00	-8,77	0,02
5	Neanuridaesp. indét.	144	32,95	0,33	-1,60	0,53
6	Entomobryidae sp. indét.	74	16,93	0,17	-2,56	0,43
7	<i>Sminthurus</i> sp.	1	0,23	0,00	-8,77	0,02
8	Aphidae sp. indét.	4	0,92	0,01	-6,77	0,06
9	<i>Anthicusfloralis</i>	6	1,37	0,01	-6,19	0,08
10	Cryptophagidae sp. indét.	2	0,46	0,00	-7,77	0,04
11	<i>Brachyderes</i> sp.	19	4,35	0,04	-4,52	0,20
12	<i>Hypera</i> sp.	5	1,14	0,01	-6,45	0,07
13	Ichneumonoideasp. indét.	1	0,23	0,00	-8,77	0,02
14	<i>Monomorium</i> sp.	1	0,23	0,00	-8,77	0,02
15	<i>Tapinoma simrothi</i>	16	3,66	0,04	-4,77	0,17
16	<i>Tapinoma nigerrimum</i>	32	7,32	0,07	-3,77	0,28
17	<i>Tetramoriumbiskrense</i>	92	21,05	0,21	-2,25	0,47
18	<i>Sciara</i> sp	1	0,23	0,00	-8,77	0,02
19	<i>Bibio</i> sp.	1	0,23	0,00	-8,77	0,02
20	Phoridae sp. indét.	1	0,23	0,00	-8,77	0,02
21	Opomyzidae sp. indét.	21	4,81	0,05	-4,38	0,21
22	Anthomyinae sp. indét.	9	2,06	0,02	-5,60	0,12
Totaux	22 Espèces	437	100			2,91

Ni : Nombres d'individus; AR% : Abondances relatives

4.5.3. - Richesses totales et abondances relatives des espèces capturées dans les pots enterrés dans la serre à pratiques locales n° 2 en janvier

Les effectifs, les richesses totales et les abondances relatives des espèces trouvées dans la serre à pratiques locales n° 2 en janvier sont mentionnées dans le tableau 4.23.

Tableau 4.23 – Nombres d'individus, abondances relatives, et richesses totales des espèces trouvées dans la serre à pratiques locales n°2 en janvier

Numéros	Espèces	ni	AR%	Pi	Log2 Pi	H'/espèce
1	Acari sp. indét.	1	0,52	0,01	-7,59	0,04
2	<i>Leptyphantes</i> sp.	1	0,52	0,01	-7,59	0,04
3	Gnaphosidaesp. indét.	3	1,55	0,02	-6,01	0,09
4	Thomisidaesp. indét.	2	1,04	0,01	-6,59	0,07
5	Neanuridae sp. indét.	5	2,59	0,03	-5,27	0,14
6	Entomobryidae sp. ind.	53	27,46	0,27	-1,86	0,51
7	<i>Nabis rugosus</i>	1	0,52	0,01	-7,59	0,04
8	<i>Macrosiphum</i> sp.	1	0,52	0,01	-7,59	0,04
9	Staphylinidaesp. indét.	3	1,55	0,02	-6,01	0,09
10	<i>Anthicusfloralis</i>	37	19,17	0,19	-2,38	0,46
11	Cryptophagidae sp. ind.	1	0,52	0,01	-7,59	0,04
12	<i>Hypera</i> sp.	1	0,52	0,01	-7,59	0,04
13	<i>Brachyderes</i> sp.	3	1,55	0,02	-6,01	0,09
14	Braconidae sp. indét.	1	0,52	0,01	-7,59	0,04
15	<i>Tapinoma nigerrimum</i>	16	8,29	0,08	-3,59	0,30
16	<i>Tetramoriumbiskrense</i>	1	0,52	0,01	-7,59	0,04
17	<i>Tuta absoluta</i>	1	0,52	0,01	-7,59	0,04
18	Nematocera sp. indét.	1	0,52	0,01	-7,59	0,04
19	Cecidomyidaesp.indét.	1	0,52	0,01	-7,59	0,04
20	<i>Sciara</i> sp.	4	2,07	0,02	-5,59	0,12
21	<i>Scatopse</i> sp.	1	0,52	0,01	-7,59	0,04
22	Phoridaesp. indét.	1	0,52	0,01	-7,59	0,04
23	<i>Gymnophora</i> sp.	1	0,52	0,01	-7,59	0,04
24	Ephydridae sp. indét.	1	0,52	0,01	-7,59	0,04
25	Opomyzidae sp. indét.	8	4,15	0,04	-4,59	0,19
26	Anthomyinae sp. indét.	44	22,80	0,23	-2,13	0,49
Totaux	26 espèces	193	100			3,13

Ni : Nombres d'individus, AR% : Abondances relatives

Au total, 26 espèces sont piégées par la méthode des pots Barber en janvier au niveau de la serre à pratiques locales n°2. L'espèce qui domine est Entomobryidae sp. indét. (AR % = 27,5 %) (Tab. 4.23). Anthomyinae se classe en deuxième position (AR % = 22,8 %). L'espèce qui se classe en 3^{ème} position est

Anthicusfloralis soit une valeur d'abondance relative de 19,2 %. Les espèces qui restent sont représentées par de faibles pourcentages ($0,5 \% \leq AR \% \leq 8,3 \%$).

4.5.4. - Richesses totales et abondances relatives des espèces capturées dans les pots enterrés en plein champ en janvier

Les effectifs, la richesse totale et les abondances relatives des espèces trouvées dans la serre protégée par Insect-Proof sont notés dans le tableau 4.24:

Tableau 4.24 – Nombres d'individus, richesse totale et abondances relatives, des espèces trouvées dans en plein champ en janvier

Numéros	Espèces	ni	AR%	Pi	Log2 Pi	H'/espèce
1	<i>Oligocheta</i> sp. indét.	1	0,11	0,00	-9,87	0,01
2	<i>Euparypha</i> sp.	1	0,11	0,00	-9,87	0,01
3	<i>Fruticicola lanuginosa</i>	1	0,11	0,00	-9,87	0,01
4	<i>Helicella</i> sp.	2	0,21	0,00	-8,87	0,02
5	<i>Helix aperta</i>	1	0,11	0,00	-9,87	0,01
6	<i>Milax nigricans</i>	4	0,43	0,00	-7,87	0,03
7	Araneasp. indét.	1	0,11	0,00	-9,87	0,01
8	Rhodacaridae	1	0,11	0,00	-9,87	0,01
9	<i>Pergamasus</i> sp.	2	0,21	0,00	-8,87	0,02
10	Phalangidaesp.	9	0,96	0,01	-6,70	0,06
11	<i>Polydesmus</i> sp.	4	0,43	0,00	-7,87	0,03
12	Oniscidaesp. 1	2	0,21	0,00	-8,87	0,02
13	Oniscidae sp. 2	6	0,64	0,01	-7,29	0,05
14	<i>Trichoniscus</i>	3	0,32	0,00	-8,29	0,03
15	Entomobryidae sp. indét.	607	64,85	0,65	-0,62	0,41
16	Neanuridaesp. indét.	266	28,42	0,28	-1,82	0,52
17	<i>Sminthurus</i> sp.	2	0,21	0,00	-8,87	0,02
18	<i>Forficula auricularia</i>	5	0,53	0,01	-7,55	0,04
19	Psocopterasp. indét.	1	0,11	0,00	-9,87	0,01
20	Chalcidae sp. indét.	1	0,11	0,00	-9,87	0,01
21	<i>Tapinomanigerrimum</i>	1	0,11	0,00	-9,87	0,01
22	<i>Aphaenagaster testaceo-pilosa</i>	1	0,11	0,00	-9,87	0,01
23	Lepidoptera sp. indét.	1	0,11	0,00	-9,87	0,01
24	<i>Tuta absoluta</i>	1	0,11	0,00	-9,87	0,01
25	<i>Trichocera annulata</i>	1	0,11	0,00	-9,87	0,01
26	<i>Sciara</i> sp.	1	0,11	0,00	-9,87	0,01

27	<i>Colpodia</i> sp.	1	0,11	0,00	-9,87	0,01
28	<i>Metriocnemus</i> sp.	1	0,11	0,00	-9,87	0,01
29	<i>Gymnophora</i> sp.	1	0,11	0,00	-9,87	0,01
30	Phoridaesp. indét.	2	0,21	0,00	-8,87	0,02
31	<i>Limosina</i> sp.	1	0,11	0,00	-9,87	0,01
32	Opomyzidae	2	0,21	0,00	-8,87	0,02
33	Anthomyinae sp. indét.	1	0,11	0,00	-9,87	0,01
34	<i>Calliphora</i> sp.	1	0,11	0,00	-9,87	0,01
Totaux	34 espèces	936		1,00	0,00	1,49

Ni : Nombres d'individus, AR% : Abondances relatives

L'utilisation des pots Barber dans la serre protégée par Insect-Proof en décembre a permis de recenser 34 espèces. Parmi ces espèces, *Entomobryidae* sp. indét. (AR% = 64,9 %) est l'espèce qui apparaît la plus fréquente. Elle est suivie par *Neanuridaesp.* indét. (AR % = 28,4 %). Les autres espèces sont faiblement à moyennement représentées ($0,11 \% \leq AR \% \leq 0,96 \%$).

4.5.5. – Effectifs, richesses totales et abondances relatives des espèces capturées dans les pots enterrés dans la serre protégée par le filet Insect-Proof en février

Les effectifs, les richesses totales et les abondances relatives des espèces piégées dans la serre protégée par le filet Insect-Proof en février se trouvent dans le tableau 4.25.

Durant le mois de janvier, 34 espèces sont capturées par les pots Barber dans la serre protégée par le filet Insect-Proof en moi de février. Parmi ces espèces, celle qui domine est *Neanuridae* sp. indét. dont l'effectif est de 3710 ind. soit une abondance relative de AR % = 92,3 %. Elle est suivie loin par *Muscidae* sp. indét. avec un nombre d'individus de 147 et une abondance relative de 3,67 %. Les autres espèces sont faiblement représentées ($0,02 \% \leq AR \% \leq 0,22 \%$).

Tableau 4.25 - Richesses totales et abondances relatives des espèces capturées dans les pots enterrés dans la serre protégée par le filet Insect-Proof en février

Numéros	Espèces	ni	AR%	Pi	Log2 Pi	H'/espèce
1	<i>Pergamasus</i> sp.	1	0,02	0,00	-11,97	0,00
2	Gnaphosidaesp. indét.	3	0,07	0,00	-10,38	0,01
3	Thomisidaesp. indét.	1	0,02	0,00	-11,97	0,00
4	Salticidae sp. indét.	2	0,05	0,00	-10,97	0,01
5	<i>Polydesmus</i> sp.	1	0,02	0,00	-11,97	0,00
6	Entomobryidae sp. indét.	147	3,67	0,04	-4,77	0,17
7	Neanuridaesp. indét.	3710	92,59	0,93	-0,11	0,10
8	<i>Nesidiocoris tenuis</i>	1	0,02	0,00	-11,97	0,00
9	Aphidaesp. indét.	2	0,05	0,00	-10,97	0,01
10	<i>Macrosiphum</i> sp.	1	0,02	0,00	-11,97	0,00
11	<i>Brachinus</i> sp.	1	0,02	0,00	-11,97	0,00
12	Staphylinidaesp. indét.	6	0,15	0,00	-9,38	0,01
13	<i>Oxytelus</i> sp.	2	0,05	0,00	-10,97	0,01
14	<i>Anthicusfloralis</i>	3	0,07	0,00	-10,38	0,01
15	Nitidulidaesp. indét.	1	0,02	0,00	-11,97	0,00
16	<i>Cryptohypnuspulchellus</i>	1	0,02	0,00	-11,97	0,00
17	<i>Rhizobium cicindeloides</i>	1	0,02	0,00	-11,97	0,00
18	<i>Sitona</i> sp.	7	0,17	0,00	-9,16	0,02
19	<i>Hypera</i> sp.	1	0,02	0,00	-11,97	0,00
20	<i>Brachyderes</i> sp.	1	0,02	0,00	-11,97	0,00
21	Bethylidae sp. indét.	1	0,02	0,00	-11,97	0,00
22	Braconidae sp. indét.	1	0,02	0,00	-11,97	0,00
23	Ichneumonoideasp. indét.	1	0,02	0,00	-11,97	0,00
24	<i>Tapinoma simrothi</i>	6	0,15	0,00	-9,38	0,01
25	<i>Tapinoma nigerrimum</i>	9	0,22	0,00	-8,80	0,02
26	<i>Tetramoriumbiskrense</i>	12	0,30	0,00	-8,38	0,03
27	<i>Tuta absoluta</i>	7	0,17	0,00	-9,16	0,02
28	<i>Trichocera annulata</i>	2	0,05	0,00	-10,97	0,01
29	<i>Sciara</i> sp.	5	0,12	0,00	-9,65	0,01
30	Cecidomyidaesp. indét.	1	0,02	0,00	-11,97	0,00
31	Scatopsidaesp. indét.	2	0,05	0,00	-10,97	0,01
32	Phoridaesp. indét.	2	0,05	0,00	-10,97	0,01
33	<i>Neodohmiphora</i> sp.	2	0,05	0,00	-10,97	0,01
34	<i>Lispa</i> sp	63	1,57	0,02	-5,99	0,09
Totaux	34 espèces	4.007	100			0,59

Ni : Nombres d'individus; AR% : Abondances relatives

4.5.6. – Effectifs, richesse totale et abondances relatives des espèces capturées dans les pots enterrés dans la serre à pratiques locales n°1 en février

Les effectifs, les richesses totales et les abondances relatives des espèces piégées dans la serre à pratiques locales n°1 en février se trouvent dans le tableau 4.26

Tableau 4.26 – Nombres d'individus, abondances relatives, et richesses totales des espèces prises dans la serre à pratiques locales n°1 en février

Numéros	Espèces	ni	AR%	Pi	Log2 Pi	H'/espèce
1	Aranea sp. indét.	1	0,08	0,00	-10,34	0,01
2	Salticidae sp. indét.	1	0,08	0,00	-10,34	0,01
3	Thomisidae sp. indét.	1	0,08	0,00	-10,34	0,01
4	Gnaphosidae sp. indét.	1	0,08	0,00	-10,34	0,01
5	<i>Leptyphantès</i> sp.	1	0,08	0,00	-10,34	0,01
6	Acari sp. indét.	1	0,08	0,00	-10,34	0,01
7	<i>Pergamasus</i> sp.	1	0,08	0,00	-10,34	0,01
8	Entomobryidae sp. indét.	52	4,00	0,04	-4,64	0,19
9	Neanuridaesp. indét.	1052	80,99	0,81	-0,30	0,25
10	<i>Sminthurus</i> sp.	3	0,23	0,00	-8,76	0,02
11	<i>Forficula auricularia</i>	1	0,08	0,00	-10,34	0,01
12	<i>Nala lividipes</i>	1	0,08	0,00	-10,34	0,01
13	<i>Anisolabis mauritanicus</i>	1	0,08	0,00	-10,34	0,01
14	Aphidaesp. indét.	3	0,23	0,00	-8,76	0,02
15	Staphylinidae sp. indét.	9	0,69	0,01	-7,17	0,05
16	<i>Poederus</i> sp.	2	0,15	0,00	-9,34	0,01
17	<i>Oxytelus</i> sp.	1	0,08	0,00	-10,34	0,01
18	<i>Anthicusfloralis</i>	3	0,23	0,00	-8,76	0,02
19	<i>Sitona</i> sp.	17	1,31	0,01	-6,26	0,08
20	<i>Hypera</i> sp.	3	0,23	0,00	-8,76	0,02
21	<i>Brachyderes</i> sp.	1	0,08	0,00	-10,34	0,01
22	Aphelinidae sp. indét.	1	0,08	0,00	-10,34	0,01
23	<i>Tetramoriumbiskrense</i>	13	1,00	0,01	-6,64	0,07
24	<i>Tapinoma nigerrimum</i>	64	4,93	0,05	-4,34	0,21
25	<i>Chrysodeixis chalcites</i>	1	0,08	0,00	-10,34	0,01
26	<i>Tuta absoluta</i>	3	0,23	0,00	-8,76	0,02
27	Nematocera sp. indét.	3	0,23	0,00	-8,76	0,02
28	Chironomidae sp. indét.	2	0,15	0,00	-9,34	0,01

29	<i>Culicoides imicola</i>	1	0,08	0,00	-10,34	0,01
30	<i>Neodohmiphora</i> sp.	2	0,15	0,00	-9,34	0,01
31	<i>Lispa</i> sp.	52	4,00	0,04	-4,64	0,19
32	<i>Tarentola mauritanica</i>	1	0,08	0,00	-10,34	0,01
Totaux	32 espèces	1299	100,00			1,32

Une richesse de 32 espèces est calculée. La valeur d'abondance relative la plus élevée concerne *Neanuridaesp.* indét. (AR % = 81,0 %), suivie par *Tapinoma nigerrimum* avec 4,9 %.

4.5.7. – Effectifs, richesse totale et abondances relatives des espèces capturées dans les pots enterrés dans la serre à pratiques locales n°2 en février

Les effectifs, les richesses totales et les abondances relatives des espèces piégées dans la serre à pratiques locales² en février se trouvent dans le tableau 4.27

Tableau 4.27– Nombres d'individus, abondances relatives, et richesses totales des espèces trouvées dans la serre à pratiques locales^{n°2} en février

Numéros	Espèces	ni	A.R. %	Pi	Log2 Pi	H'/espèce
1	<i>Gnaphosidaesp.</i> indét.	6	0,21	0,00	-8,88	0,02
2	<i>Salticidae</i> sp. indét.	1	0,04	0,00	-11,47	
3	<i>Pergamasus</i> sp.	1	0,04	0,00	-11,47	0,00
4	<i>Uropodina</i> sp. ind.	1	0,04	0,00	-11,47	0,00
5	<i>Belbidaesp.</i> indét.	1	0,04	0,00	-11,47	0,00
6	<i>Entomobryidae</i> sp. indét.	209	7,39	0,07	-3,76	0,28
7	<i>Neanuridaesp.</i> indét.	2343	82,79	0,83	-0,27	0,23
8	<i>Sminthurus</i> sp.	11	0,39	0,00	-8,01	0,03
9	<i>Nala lividipes</i>	1	0,04	0,00	-11,47	0,00
10	<i>Anisolabis mauritanicus</i>	1	0,04	0,00	-11,47	0,00
11	<i>Nabis rugosus</i>	1	0,04	0,00	-11,47	0,00
12	<i>Plocomerus</i> sp.	1	0,04	0,00	-11,47	0,00
13	<i>Aphidaesp.</i> indét.	7	0,25	0,00	-8,66	0,02
14	<i>Typhlocybidaesp.</i> indét.	1	0,04	0,00	-11,47	0,00
15	<i>Trichochlaenius</i> sp.	1	0,04	0,00	-11,47	0,00
16	<i>Staphylinidaesp.</i> indét.	7	0,25	0,00	-8,66	0,02
17	<i>Anthicusfloralis</i>	40	1,41	0,01	-6,14	0,09

18	<i>Anthicus</i> sp.	4	0,14	0,00	-9,47	0,01
19	<i>Erodium</i> sp.	1	0,04	0,00	-11,47	0,00
20	<i>Cryptohypnus pulchellus</i>	1	0,04	0,00	-11,47	0,00
21	<i>Rhizobius chysomeloides</i>	1	0,04	0,00	-11,47	0,00
22	<i>Hypera</i> sp.	4	0,14	0,00	-9,47	0,01
23	<i>Brachyderes</i> sp.	8	0,28	0,00	-8,47	0,02
24	Bethylidae sp. indét.	1	0,04	0,00	-11,47	0,00
25	Ichneumonoidea sp. indét.	1	0,04	0,00	-11,47	0,00
26	<i>Tapinoma simrothi</i>	72	2,54	0,03	-5,30	0,13
27	<i>Tapinoma nigerrimum</i>	13	0,46	0,00	-7,77	0,04
28	<i>Tetramorium biskrense</i>	4	0,14	0,00	-9,47	0,01
29	<i>Tuta absoluta</i>	1	0,04	0,00	-11,47	0,00
30	<i>Trichocera annulata</i>	2	0,07	0,00	-10,47	0,01
31	<i>Sciara</i> sp.	5	0,18	0,00	-9,14	0,02
32	Chironomida sp. indét.	1	0,04	0,00	-11,47	0,00
33	<i>Metriocnemus</i> sp.	2	0,07	0,00	-10,47	0,01
34	<i>Tachydromya</i> sp.	2	0,07	0,00	-10,47	0,01
35	<i>Neodohmiphora</i> sp.	2	0,07	0,00	-10,47	0,01
36	Opomyzidae sp. indét.	3	0,11	0,00	-9,88	0,01
37	Anthomyiinae sp. indét.	32	1,13	0,01	-6,47	0,07
38	<i>Limosina</i> sp.	1	0,04	0,00	-11,47	0,00
39	<i>Lispa</i> sp.	36	1,27	0,01	-6,30	0,08
39 espèces	Totaux	2.830	100			1,20

Ni : Nombres d'individus ; A.R. % : Abondances relatives

Une richesse de 39 espèces est calculée. La valeur d'abondance relative la plus élevée concerne *Neanurida* sp. indét. (A.R. % = 82,8 %), suivie par *Tapinomanigerrimum* avec 16,2 % et par *Entomobryidae* sp. indét. avec 7,4 %.

4.5.8. – Effectifs, richesses totales et abondances relatives des espèces capturées dans les pots enterrés en plein champ en février

Les effectifs, les richesses totales et les abondances relatives des espèces piégées en plein champ en février sont portés dans le tableau 4.28.

Une richesse de 43 espèces est calculée. La valeur d'abondance relative la plus élevée concerne *Entomobryidae* sp. indét. (A.R. % = 50,6 %), suivie par *Neanurida* sp. indét. avec 27,0 % et par *Armadillidium vulgare* avec 4,3 % (Tab. 4.28).

Tableau 4.28– Nombres d'individus, abondances relatives, et richesses totales des espèces trouvées en plein champ en février

Numéros	Espèces	ni	AR%	Pi	Log2 Pi	H'/espèce
1	<i>Cochlicella barbara</i>	1	0,16	0,00	-9,28	0,01
2	<i>Euparypha</i> sp.	3	0,48	0,00	-7,70	0,04
3	<i>Milax nigricans</i>	3	0,48	0,00	-7,70	0,04
4	Phalangidaesp. indét.	9	1,45	0,01	-6,11	0,09
5	Gnaphosidaesp. indét.	1	0,16	0,00	-9,28	0,01
6	Lycosidaesp. indét.	1	0,16	0,00	-9,28	0,01
7	Thomisidae	2	0,32	0,00	-8,28	0,03
8	<i>Leptyphantes</i> sp.	14	2,25	0,02	-5,47	0,12
9	<i>Pergamasus</i> sp.	2	0,32	0,00	-8,28	0,03
10	Gamasidasp. indét.	6	0,96	0,01	-6,70	0,06
11	<i>Iulus</i> sp.	1	0,16	0,00	-9,28	0,01
12	<i>Polydesmus</i> sp.	4	0,64	0,01	-7,28	0,05
13	<i>Oniscus asellus</i>	2	0,32	0,00	-8,28	0,03
14	<i>Armadillidium vulgare</i>	27	4,34	0,04	-4,53	0,20
15	Entomobryidae sp. indét.	315	50,64	0,51	-0,98	0,50
16	Neanuridaesp. indét.	168	27,01	0,27	-1,89	0,51
17	<i>Loboptera</i> sp.	1	0,16	0,00	-9,28	0,01
18	<i>Anisolabismauritanicus</i>	1	0,16	0,00	-9,28	0,01
19	Psocopterasp.	1	0,16	0,00	-9,28	0,01
20	<i>Ophthalmicus</i> sp.	1	0,16	0,00	-9,28	0,01
21	Jassidae sp. indét.	1	0,16	0,00	-9,28	0,01
22	Caraboidea sp. indét.	4	0,64	0,01	-7,28	0,05
23	<i>Harpalus</i> sp.	1	0,16	0,00	-9,28	0,01
24	<i>Microlestes</i> sp.	24	3,86	0,04	-4,70	0,18
25	Staphylinidaesp. indét.	3	0,48	0,00	-7,70	0,04
26	<i>Silvanus</i> sp.	1	0,16	0,00	-9,28	0,01
27	<i>Cryptohypnuspulchellus</i>	1	0,16	0,00	-9,28	0,01
28	Cryptophagidae sp. indét.	1	0,16	0,00	-9,28	0,01
29	Curculionidaesp. indét.	2	0,32	0,00	-8,28	0,03
30	Braconidae sp. indét.	1	0,16	0,00	-9,28	0,01
31	<i>Messor</i> sp.	1	0,16	0,00	-9,28	0,01
32	<i>Pheidole pallidula</i>	1	0,16	0,00	-9,28	0,01
33	<i>Tapinoma nigerrimum</i>	1	0,16	0,00	-9,28	0,01
34	<i>Aphaenagaster depilis</i>	1	0,16	0,00	-9,28	0,01
35	<i>Monomorium</i> sp.	1	0,16	0,00	-9,28	0,01
36	<i>Sciara</i> sp.	1	0,16	0,00	-9,28	0,01
37	Cecidomyidaesp. indét.	1	0,16	0,00	-9,28	0,01

38	<i>Porricondyla</i> sp.	1	0,16	0,00	-9,28	0,01
39	<i>Neodohmiphora</i> sp.	5	0,80	0,01	-6,96	0,06
40	Ephydriidae sp. indét.	1	0,16	0,00	-9,28	0,01
41	Opomyzidae sp. indét.	1	0,16	0,00	-9,28	0,01
42	<i>Limosina</i> sp.	4	0,64	0,01	-7,28	0,05
43	<i>Lispa</i> sp.	1	0,16	0,00	-9,28	0,01
43 espèces		622	100			2,45

Ni : Nombres d'individus; A.R.% : Abondances relatives

4.5.9. – Effectifs, richesses totales et abondances relatives des espèces capturées dans les pots enterrés dans la serre protégée par le filet Insect-Proof en mars

Les nombres d'individus, les richesses totales et les abondances relatives des espèces piégées dans la serre protégée par le filet Insect-Proof en mars se trouvent dans le tableau 4.29.

Tableau 4.29 – Effectifs, richesses totales et abondances relatives, des espèces prises dans la serre protégée par l'Insect-Proof en mars

Numéros	Espèces	Ni	AR%	Pi	Log2 Pi	H'/espèce
1	Araneasp. indét.	2	0,08	0,00	-10,26	0,01
2	Gnaphosidaesp. indét.	3	0,12	0,00	-9,67	0,01
3	Salticidae sp. indét.	3	0,12	0,00	-9,67	0,01
4	<i>Leptyphantès</i> sp.	3	0,12	0,00	-9,67	0,01
5	Acari sp. indét.	1	0,04	0,00	-11,26	0,00
6	<i>Armadillidium</i> sp.	1	0,04	0,00	-11,26	0,00
7	Neanuridaesp. indét.	5	0,20	0,00	-8,94	0,02
8	Entomobryidae sp. indét.	996	40,69	0,41	-1,30	0,53
9	Heteropterasp. indét.	12	0,49	0,00	-7,67	0,04
10	<i>Gonianotus</i> sp.	1	0,04	0,00	-11,26	0,00
11	Aphidaesp. indét.	917	37,46	0,37	-1,42	0,53
12	<i>Harpalus</i> sp.	1	0,04	0,00	-11,26	0,00
13	Trechidaesp. indét.	1	0,04	0,00	-11,26	0,00
14	Staphylinidaesp. indét.	89	3,64	0,04	-4,78	0,17
15	<i>Bolitobius</i> sp.	1	0,04	0,00	-11,26	0,00
16	<i>Conosoma</i> sp.	1	0,04	0,00	-11,26	0,00
17	<i>Xanthophilus</i> sp.	1	0,04	0,00	-11,26	0,00

18	<i>Oxytelus</i> sp.	136	5,56	0,06	-4,17	0,23
19	Cryptophagidae sp.indét.	1	0,04	0,00	-11,26	0,00
20	<i>Stethorus punctillum</i>	2	0,08	0,00	-10,26	0,01
21	<i>Cassida corrosa</i>	1	0,04	0,00	-11,26	0,00
22	<i>Sitona</i> sp.	14	0,57	0,01	-7,45	0,04
23	<i>Hypera</i> sp	3	0,12	0,00	-9,67	0,01
24	Chalcidae sp. indét.	1	0,04	0,00	-11,26	0,00
25	Braconidae sp. 2 indét.	3	0,12	0,00	-9,67	0,01
26	Braconidae sp. 1 indét.	46	1,88	0,02	-5,73	0,11
27	Ichneumonidaesp.indét.	1	0,04	0,00	-11,26	0,00
28	Aphelinidaesp. indét.	2	0,08	0,00	-10,26	0,01
29	<i>Tapinoma nigerrimum</i>	25	1,02	0,01	-6,61	0,07
30	<i>Tetramoriumbiskrense</i>	10	0,41	0,00	-7,94	0,03
31	<i>Tuta absoluta</i>	18	0,74	0,01	-7,09	0,05
32	Nematocerasp. indét.	1	0,04	0,00	-11,26	0,00
33	<i>Dicranomyia didyma</i>	1	0,04	0,00	-11,26	0,00
34	<i>Sciara</i> sp.	7	0,29	0,00	-8,45	0,02
35	Cecidomyidaesp. ind.	1	0,04	0,00	-11,26	0,00
36	<i>Contarinia</i> sp.	1	0,04	0,00	-11,26	0,00
37	<i>Sciapus</i> sp.	8	0,33	0,00	-8,26	0,03
38	<i>Asilus barbarus</i>	1	0,04	0,00	-11,26	0,00
39	Phoridaesp. indét.	1	0,04	0,00	-11,26	0,00
40	<i>Neodohmiphora</i> sp.	7	0,29	0,00	-8,45	0,02
41	Opomyzidaesp. indét.	106	4,33	0,04	-4,53	0,20
42	<i>Leptocera curvineris</i>	7	0,29	0,00	-8,45	0,02
43	<i>Fucellia</i> sp.	3	0,12	0,00	-9,67	0,01
k44	<i>Anthomyia</i> sp.	2	0,08	0,00	-10,26	0,01
Totaux	44 espèces	2448	100			2,31

Ni : Nombre d'individus ; AR% : Abondances relatives

Au total, 45 espèces sont capturées par les pots-pièges dans la serre en mars. L'espèce qui représente le taux le plus élevé est Entomobryidae sp. indét. avec un pourcentage de 40,7%. Les autres espèces sont peu mentionnées ($0,04\% \leq A.R. \% \leq 37,5\%$).

4.5.10. – Effectifs et abondances relatives des espèces capturées dans les pots enterrés dans la serre à pratiques locales n° 1 en mars

Les données sur les effectifs et les abondances relatives des espèces piégées dans la serre à pratiques locales n° 1 en mars sont rassemblés dans le tableau 4.30.

Tableau 4.30 – Nombres d'individus, abondances relatives, et richesses totales des espèces trouvées dans la serre à pratiques locales n° 1 en mars

Numéros	Espèces	ni	AR%	Pi	Log2 Pi	H'/espèce
1	<i>Rumina decollata</i>	1	0,16	0,00	-9,30	0,01
2	Gnaphosidaesp. indét.	11	1,75	0,02	-5,84	0,10
3	Salticidae sp. indét.	5	0,79	0,01	-6,97	0,06
4	<i>Leptyphantès</i> sp.	6	0,95	0,01	-6,71	0,06
5	Acari sp. indét.	5	0,79	0,01	-6,97	0,06
6	Isopodasp. indét.	1	0,16	0,00	-9,30	0,01
7	Neanuridaesp. indét.	1	0,16	0,00	-9,30	0,01
8	Entomobryidae sp. indét.	127	20,19	0,20	-2,31	0,47
9	<i>Entomobryia</i> sp.	1	0,16	0,00	-9,30	0,01
10	<i>Sminthurus</i> sp.	15	2,38	0,02	-5,39	0,13
11	<i>Nala lividipes</i>	1	0,16	0,00	-9,30	0,01
12	<i>Anisolabismauritanicus</i>	1	0,16	0,00	-9,30	0,01
13	Aphidaesp. indét.	16	2,54	0,03	-5,30	0,13
14	<i>Harpalus</i> sp.	6	0,95	0,01	-6,71	0,06
15	<i>Licinus silphoides</i>	1	0,16	0,00	-9,30	0,01
16	<i>Microlestes</i> sp.	1	0,16	0,00	-9,30	0,01
17	Lebiidaesp. indét.	1	0,16	0,00	-9,30	0,01
18	Staphylinidaesp. indét.	203	32,27	0,32	-1,63	0,53
19	<i>Oxytelus</i> sp.	42	6,68	0,07	-3,90	0,26
20	<i>Xantholinus</i> sp.	1	0,16	0,00	-9,30	0,01
21	<i>Anthicusfloralis</i>	7	1,11	0,01	-6,49	0,07
22	<i>Cryptohypnuspulchellus</i>	1	0,16	0,00	-9,30	0,01
23	Cantharidae sp. indét.	1	0,16	0,00	-9,30	0,01
24	<i>Olibrus</i> sp.	1	0,16	0,00	-9,30	0,01
25	<i>Parmulus</i> sp.	1	0,16	0,00	-9,30	0,01
26	<i>Rhizobius chysomeloides</i>	1	0,16	0,00	-9,30	0,01
27	<i>Sitona</i> sp.	8	1,27	0,01	-6,30	0,08
28	<i>Brachyderes</i> sp.	3	0,48	0,00	-7,71	0,04
29	Braconidae sp. indét.	1	0,16	0,00	-9,30	0,01
30	<i>Leptothorax</i> sp.	1	0,16	0,00	-9,30	0,01
31	<i>Tapinoma simrothi</i>	5	0,79	0,01	-6,97	0,06
32	<i>Tapinoma nigerrimum</i>	62	9,86	0,10	-3,34	0,33
33	<i>Tetramoriumbiskrense</i>	11	1,75	0,02	-5,84	0,10
34	<i>Apis mellifera</i>	1	0,16	0,00	-9,30	0,01
35	<i>Tuta absoluta</i>	15	2,38	0,02	-5,39	0,13
36	<i>Sciara</i> sp.	6	0,95	0,01	-6,71	0,06
37	<i>Neodohmiphora</i> sp.	6	0,95	0,01	-6,71	0,06
38	Bombyliidae sp. indét.	1	0,16	0,00	-9,30	0,01
39	<i>Sciapus</i> sp.	3	0,48	0,00	-7,71	0,04

40	<i>Tachydromya</i> sp.	1	0,16	0,00	-9,30	0,01
41	Opomyzidae	28	4,45	0,04	-4,49	0,20
42	Drosophilidae sp. indé.	1	0,16	0,00	-9,30	0,01
43	Anthomyiinae sp. indé.	12	1,91	0,02	-5,71	0,11
44	<i>Leptocera</i> sp.	1	0,16	0,00	-9,30	0,01
45	<i>Tarentola mauritanica</i>	1	0,16	0,00	-9,30	0,01
Totaux	45 espèces	629	100			3,52

Ni : Nombres d'individus; A.R. % : Abondances relatives

Dans la serre ordinaire à pratiques locales, 5 espèces sont piégées en mars 2013, parmi lesquelles Staphylinidae sp. indé. (A.R. % = 32,3 %) domine, suivie par Entomobryidae sp. indé. (A.R. % = 20,2 %).

4.5.11. – Effectifs, richesses totales et abondances relatives des espèces capturées dans les pots enterrés dans la serre à pratiques locales n°2 en mars

Les effectifs, les richesses totales et les abondances relatives des espèces piégées dans la serre la serre à pratiques locales n°2 en mars se trouvent dans le tableau 4.31:

Tableau 4.31 – Nombres d'individus, abondances relatives, et richesses totales des espèces trouvées dans la serre à pratiques locales n°2 en mars

Numéros	Espèces	ni	AR%	Pi	Log2 Pi	H'/espèce
1	Phalangidaesp.	1	0,05	0,00	-10,94	0,01
2	Gnaphosidaesp. indé.	3	0,15	0,00	-9,36	0,01
3	Salticidae sp. indé.	2	0,10	0,00	-9,94	0,01
4	<i>Leptyphantès</i> sp.	4	0,20	0,00	-8,94	0,02
5	Lycosidaesp. indé.	3	0,15	0,00	-9,36	0,01
6	Acari sp. indé.	2	0,10	0,00	-9,94	0,01
7	<i>Pergamasus</i> sp.	1	0,05	0,00	-10,94	0,01
8	Entomobryidae sp. indé.	1648	83,61	0,84	-0,26	0,22
9	<i>Sminthurus</i> sp.	1	0,05	0,00	-10,94	0,01
10	<i>Plocomerus</i> sp.	1	0,05	0,00	-10,94	0,01
11	Typhlocybidasp. indé.	1	0,05	0,00	-10,94	0,01
12	Aphidaesp. indé.	84	4,26	0,04	-4,55	0,19
13	Coleopterasp. indé.	1	0,05	0,00	-10,94	0,01
14	Lebiidaesp. indé.	4	0,20	0,00	-8,94	0,02
15	<i>Tachyta</i> sp.	1	0,05	0,00	-10,94	0,01
16	<i>Hoplia</i> sp.	1	0,05	0,00	-10,94	0,01

17	Carpophilidaesp. indét.	1	0,05	0,00	-10,94	0,01
18	Dermestidaesp. indét.	1	0,05	0,00	-10,94	0,01
19	<i>Sitona</i> sp.	11	0,56	0,01	-7,49	0,04
20	Bethylidae sp. indét.	4	0,20	0,00	-8,94	0,02
21	Braconidae sp. indét.	6	0,30	0,00	-8,36	0,03
22	<i>Thysanoptera</i> sp. indet.	1	0,05	0,00	-10,94	0,01
23	<i>Tapinoma nigerrimum</i>	10	0,51	0,01	-7,62	0,04
24	<i>Tetramoriumbiskrense</i>	4	0,20	0,00	-8,94	0,02
25	<i>Tuta absoluta</i>	13	0,66	0,01	-7,24	0,05
26	Nematocerasp.	2	0,10	0,00	-9,94	0,01
27	Cecidomyidaesp.indét.	1	0,05	0,00	-10,94	0,01
28	<i>Bremia</i> sp.	1	0,05	0,00	-10,94	0,01
29	<i>Porricondyla</i> sp.	1	0,05	0,00	-10,94	0,01
30	<i>Mycetobia</i> sp.	1	0,05	0,00	-10,94	0,01
31	<i>Sciara</i> sp.	9	0,46	0,00	-7,77	0,04
32	<i>Elaphropeza</i> sp.	1	0,05	0,00	-10,94	0,01
33	<i>Sciapus</i> sp.	8	0,41	0,00	-7,94	0,03
34	Tabanidaesp. indét.	1	0,05	0,00	-10,94	0,01
35	Phoridaesp. indét.	2	0,10	0,00	-9,94	0,01
36	Opomyzidaesp. indét.	29	1,47	0,01	-6,09	0,09
37	Chloropidaesp. indét.	1	0,05	0,00	-10,94	0,01
38	Agromyzidae sp. indét.	1	0,05	0,00	-10,94	0,01
39	Anthomyinae sp. indét.	26	1,32	0,01	-6,24	0,08
40	<i>Leptocera curvineris</i>	4	0,20	0,00	-8,94	0,02
Totaux	40 espèces	1.971	100			1,27

Ni : Nombres d'individus ; A.R.% : Abondances relatives

Dans la serre ordinaire à pratiques locales n° 2, 44 espèces sont piégées en mars 2013, parmi lesquelles celle qui domine est Entomobryidae sp. indét. (A.R. % = 83,6 %), suivie par Aphidaesp. indét. (A.R. % = 4,3 %).

4.5.12. – Effectifs, richesses totales et abondances relatives des espèces capturées dans les pots enterrés en plein champ en mars

Les effectifs, les richesses totales et les abondances relatives des espèces piégées dans en plein champ en mars sont réunis dans le tableau 4.32:

Tableau 4.32 – Nombres d'individus, abondances relatives, et richesses totales des espèces trouvées en plein champ en mars

Numéros	Espèces	ni	AR%	Pi	Log2 Pi	H'/espèce
1	<i>Euparypha</i> sp.	2	0,26	0,00	-8,59	0,02
2	<i>Helix aspersa</i>	1	0,13	0,00	-9,59	0,01
3	<i>Cochlicella barbara</i>	1	0,13	0,00	-9,59	0,01
4	<i>Milax nigricans</i>	5	0,65	0,01	-7,27	0,05
5	Phalangidasp. indé.	7	0,91	0,01	-6,78	0,06
6	Ricinuleidasp. 1 indé.	1	0,13	0,00	-9,59	0,01
7	Ricinuleida sp. 2 indé.	2	0,26	0,00	-8,59	0,02
8	Araneasp. indé.	1	0,13	0,00	-9,59	0,01
9	Gnaphosidaesp. indé.	3	0,39	0,00	-8,00	0,03
10	Thomisidaesp. indé.	1	0,13	0,00	-9,59	0,01
11	Agelinidaesp. indé.	7	0,91	0,01	-6,78	0,06
12	Lycosidaesp. indé.	2	0,26	0,00	-8,59	0,02
13	<i>Dysdera</i> sp.	1	0,13	0,00	-9,59	0,01
14	Oribatidasp. indé.	1	0,13	0,00	-9,59	0,01
15	Acari sp. indé.	39	5,06	0,05	-4,30	0,22
16	Trombidiiaesp. indé.	1	0,13	0,00	-9,59	0,01
17	Gamasidasp. indé.	2	0,26	0,00	-8,59	0,02
18	<i>Himantarium</i> sp. indé.	2	0,26	0,00	-8,59	0,02
19	<i>Porcellio</i> sp.	1	0,13	0,00	-9,59	0,01
20	<i>Armadillidium vulgare</i>	1	0,13	0,00	-9,59	0,01
21	<i>Armadillidium assimile</i>	1	0,13	0,00	-9,59	0,01
22	Entomobryidae sp. indé.	448	58,18	0,58	-0,78	0,45
23	Anuridaesp. indé.	12	1,56	0,02	-6,00	0,09
24	Sminthuridaesp. indé.	134	17,40	0,17	-2,52	0,44
25	<i>Anisolabismauritanicus</i>	2	0,26	0,00	-8,59	0,02
26	<i>Sechirus</i> sp.	1	0,13	0,00	-9,59	0,01
27	<i>Miridae</i> sp. indé.	1	0,13	0,00	-9,59	0,01
28	Aphidaesp. indé.	14	1,82	0,02	-5,78	0,11
29	Psyllidaesp. indé.	1	0,13	0,00	-9,59	0,01
30	<i>Pleurophorus</i> sp.	1	0,13	0,00	-9,59	0,01
31	Staphylinidaesp. indé.	3	0,39	0,00	-8,00	0,03
32	<i>Anthicusfloralis</i>	1	0,13	0,00	-9,59	0,01
33	Trichopterygidae sp. ind	4	0,52	0,01	-7,59	0,04
34	Curculinidae sp. indé.	4	0,52	0,01	-7,59	0,04
35	Cynipidae sp. indé.	2	0,26	0,00	-8,59	0,02
36	Chalcidae sp. indé.	2	0,26	0,00	-8,59	0,02
37	Bethylidae sp. indé.	1	0,13	0,00	-9,59	0,01
38	Braconidae sp. indé.	3	0,39	0,00	-8,00	0,03
39	<i>Monomorium</i> sp	1	0,13	0,00	-9,59	0,01

40	<i>Pheiodole pullidula</i>	4	0,52	0,01	-7,59	0,04
41	<i>Messor barbarus</i>	6	0,78	0,01	-7,00	0,05
42	<i>Tapinoma nigerrimum</i>	7	0,91	0,01	-6,78	0,06
43	<i>Tetramoriumbiskrense</i>	2	0,26	0,00	-8,59	0,02
44	<i>Aphaenogaster depilis</i>	2	0,26	0,00	-8,59	0,02
45	Cecidomyidaesp. indét.	1	0,13	0,00	-9,59	0,01
46	<i>Sciara</i> sp.	1	0,13	0,00	-9,59	0,01
47	<i>Porricondyla venusta</i>	1	0,13	0,00	-9,59	0,01
48	<i>Porricondyla</i> sp.	1	0,13	0,00	-9,59	0,01
49	<i>Bradysia</i> sp.	1	0,13	0,00	-9,59	0,01
50	Psychodidaesp. indét.	1	0,13	0,00	-9,59	0,01
51	Stratiomyidae sp. indét.	1	0,13	0,00	-9,59	0,01
52	Scathophagidae sp. indét.	2	0,26	0,00	-8,59	0,02
53	Phoridaesp. indét.	17	2,21	0,02	-5,50	0,12
54	Agromyzidae sp.	1	0,13	0,00	-9,59	0,01
55	Chloropidae sp. indét.	2	0,26	0,00	-8,59	0,02
56	<i>Leptocera curvineris</i>	2	0,26	0,00	-8,59	0,02
57	<i>Calliphora vicina</i>	1	0,13	0,00	-9,59	0,01
Totaux	57 espèces	770	100			2,56

Ni : Nombre d'individus ; AR% : Abondances relatives

En plein champ, 57 espèces sont piégées en mars 2013, au sein desquelles celle qui domine est Entomobryidae sp. indét. (A.R. % = 58,2 %), suivie par Sminthuridaesp. (A.R. % = 17,4 %).

4.5.13. – Effectifs, richesses totales et abondances relatives des espèces capturées dans les pots enterrés dans la serre protégée par le filet Insect-Proof en avril

Les effectifs, les richesses totales et les abondances relatives des espèces piégées dans la serre protégée par le filet Insect-Proof en avril se trouvent dans le tableau 4.33:

Au sein de la serre, un total de 42 espèces est compté en avril dont celle qui domine est Entomobryidae sp. indét. (A.R. % = 30,5 %), suivie par Opomyzidaesp. indét. (A.R. % = 10,2 %).

Tableau 4.33 – Nombres d'individus, richesse totale et abondances relatives, des espèces trouvées dans la serre protégée par Insect-Proof en avril

Numéros	Espèces	ni	AR%	Pi	Log2 Pi	H'/espèce
1	Ricinuleidasp. indét.	2	0,37	0,00	-8,07	0,03
2	Araneasp. indét.	1	0,19	0,00	-9,07	0,02
3	Gnaphosidaesp. indét.	2	0,37	0,00	-8,07	0,03
4	Drassidaesp. indét.	1	0,19	0,00	-9,07	0,02
5	Agelinidaesp. indét.	9	1,68	0,02	-5,90	0,10
6	Salticidae sp. indét.	3	0,56	0,01	-7,48	0,04
7	Acari sp. indét.	4	0,74	0,01	-7,07	0,05
8	<i>Pergamasus</i> sp.	1	0,19	0,00	-9,07	0,02
9	Oniscidae	5	0,93	0,01	-6,75	0,06
10	Entomobryidae sp. indét.	164	30,54	0,31	-1,71	0,52
11	<i>Neanuridae</i> sp. indét.	12	2,23	0,02	-5,48	0,12
12	Psyllidaesp. indét.	1	0,19	0,00	-9,07	0,02
13	Aphidaesp. indét.	76	14,15	0,14	-2,82	0,40
14	<i>Macrosiphum</i> sp.	1	0,19	0,00	-9,07	0,02
15	Tryphtocybidaesp. indét.	1	0,19	0,00	-9,07	0,02
16	Coleopterasp. indét.	1	0,19	0,00	-9,07	0,02
17	Trechidaesp. indét.	1	0,19	0,00	-9,07	0,02
18	Staphylinidaesp. indét.	7	1,30	0,01	-6,26	0,08
19	<i>Oxytelus</i> sp.	8	1,49	0,01	-6,07	0,09
20	<i>Cryptohypnuspulchellus</i>	1	0,19	0,00	-9,07	0,02
21	Cryptophagidaesp. indét.	2	0,37	0,00	-8,07	0,03
22	<i>Pachychila</i> sp. indét.	1	0,19	0,00	-9,07	0,02
23	Microhymenopterasp. indét.	29	5,40	0,05	-4,21	0,23
24	Braconidae sp. indét.	1	0,19	0,00	-9,07	0,02

25	Aphelinidaesp. indét.	1	0,19	0,00	-9,07	0,02
26	Bethylidae sp. indét.	9	1,68	0,02	-5,90	0,10
27	<i>Pheidole pallidula</i>	1	0,19	0,00	-9,07	0,02
28	<i>Tapinoma nigerrimum</i>	14	2,61	0,03	-5,26	0,14
29	<i>Tetramoriumbiskrensis</i>	29	5,40	0,05	-4,21	0,23
30	<i>Messor barbarus</i>	1	0,19	0,00	-9,07	0,02
31	<i>Tuta absoluta</i>	29	5,40	0,05	-4,21	0,23
32	<i>Psychoda phalaenoides</i>	2	0,37	0,00	-8,07	0,03
33	<i>Contarinia</i> sp.	1	0,19	0,00	-9,07	0,03
34	<i>Bradysia</i> sp.	18	3,35	0,03	-4,90	0,02
35	Chironomidaesp. indét.	1	0,19	0,00	-9,07	0,16
36	<i>Sciapus</i> sp.	7	1,30	0,01	-6,26	0,08
37	Scathophagidae sp. indét.	3	0,56	0,01	-7,48	0,04
38	Phoridaesp. indét.	10	1,86	0,02	-5,75	0,11
39	Anthomyinae sp. indét.	2	0,37	0,00	-8,07	0,03
40	Opomyzidaesp. indét.	55	10,24	0,10	-3,29	0,34
41	<i>Leptocera curvineris</i>	19	3,54	0,04	-4,82	0,17
42	<i>Muscina stabulius</i>	1	0,19	0,00	-9,07	0,02
Totaux	42 espèces	537	100			3,73

Ni : Nombres d'individus ; A.R. % : Abondances relatives

4.5.14. - Abondances relatives et richesses totales des espèces trouvées dans la serre à pratiques locales n°1 en avril

Les effectifs, les abondances relatives et la richesse totale des espèces capturées dans la serre à pratiques locales n° 1 en avril sont présentés dans le tableau 4.34.

L'utilisation des pots Barber durant le mois de mars montre que l'espèce qui domine est un staphylin indéterminé, désigné par *Oxytelus* sp. A.R. % = 17,8 %, suivi par *Nala lividipes* (A.R. % = 15,7 %).

Tableau 4.34 – Nombres d'individus, abondances relatives, et richesses totales des espèces trouvées dans la serre à pratiques locales n°1 en avril

Numéros	Espèces	ni	AR%	Pi	Log2 Pi	H'/espèce
1	Helicidaesp. indét.	2	0,42	0,00	-8,59	0,02
2	<i>Milax nigricans</i>	6	1,27	0,01	-7,00	0,05
3	Gnaphosidaesp. indét.	1	0,21	0,00	-9,59	0,01
4	Lycosidaesp. indét.	58	12,31	0,08	-3,73	0,28
5	Agelinidaesp. indét.	1	0,21	0,00	-9,59	0,01
6	Acari sp. indét.	4	0,74	0,01	-7,07	0,05
7	Oniscidae sp. ind	1	0,21	0,00	-9,59	0,01
8	Entomobryidae sp. indét.	1	0,21	0,00	-9,59	0,01
9	<i>Entomobryia</i> sp.	10	2,12	0,01	-6,27	0,08
10	<i>Nala lividipes</i>	74	15,71	0,10	-3,38	0,32
11	Psocopterasp.	14	2,97	0,02	-5,78	0,11
12	<i>Sciocoris</i> sp.	2	0,42	0,00	-8,59	0,02
13	<i>Heterogaster</i> sp.	1	0,21	0,00	-9,59	0,01
14	<i>Brachypelta aterrima</i>	23	4,88	0,03	-5,07	0,15
15	<i>Nesidiocoris tenuis</i>	1	0,21	0,00	-9,59	0,01
16	Psyllidaesp. indét.	1	0,21	0,00	-9,59	0,01
17	Ulopidae sp. indét.	29	6,16	0,04	-4,73	0,18
18	Typhlocybidaesp. indét.	6	1,27	0,01	-7,00	0,05
19	Aphidaesp. indét.	1	0,21	0,00	-9,59	0,01
20	<i>Macrosiphum</i> sp.	1	0,21	0,00	-9,59	0,01
21	<i>Harpalus</i> sp.	1	0,21	0,00	-9,59	0,01
22	<i>Microlestes</i> sp.	18	3,82	0,02	-5,42	0,13
23	<i>Amara</i> sp.	2	0,42	0,00	-8,59	0,02
24	Staphylinidaesp. indét.	1	0,21	0,00	-9,59	0,01
25	<i>Oxytelus</i> sp.	84	17,83	0,11	-3,20	0,35
26	<i>Cryptohypnuspulchellus</i>	7	1,49	0,01	-6,78	0,06
27	Cryptophagidae sp. indét.	2	0,42	0,00	-8,59	0,02
28	<i>Formicomus</i> sp.	1	0,21	0,00	-9,59	0,01
29	<i>Parmulus</i> sp.	7	1,49	0,01	-6,78	0,06
30	Microhymenopterasp. indét. 1	2	0,42	0,00	-8,59	0,02
31	Microhymenopterasp. indét. 2	1	0,21	0,00	-9,59	0,01
32	Cynipidaesp. indét.	1	0,21	0,00	-9,59	0,01
33	Bethylidae sp. indét.	28	5,94	0,04	-4,78	0,17
34	Braconidae sp. indét.	4	0,85	0,01	-7,59	0,04

35	<i>Tapinoma nigerrimum</i>	1	0,21	0,00	-9,59	0,01
36	<i>Tetramorium biskrense</i>	44	9,34	0,06	-4,13	0,24
37	<i>Plagiolepis barbara</i>	1	0,21	0,00	-9,59	0,01
38	<i>Monomorium sp.</i>	3	0,64	0,00	-8,00	0,03
39	<i>Vespa germanica</i>	1	0,21	0,00	-9,59	0,01
40	<i>Tuta absoluta</i>	1	0,21	0,00	-9,59	0,01
41	Cecidomyidae sp. indét.	1	0,21	0,00	-9,59	0,01
42	<i>Bradysia sp.</i>	1	0,21	0,00	-9,59	0,01
43	Phoridaesp. indét.	2	0,42	0,00	-8,59	0,02
44	<i>Sciapus sp.</i>	11	2,34	0,01	-6,13	0,09
45	Opomyzidaesp. indét.	1	0,21	0,00	-9,59	0,01
46	Agromyzidaesp. indét.	4	0,85	0,01	-7,59	0,04
47	Chloropidae sp. indét.	1	0,21	0,00	-9,59	0,01
48	Anthomyinae	1	0,21	0,00	-9,59	0,01
49	<i>Leptocera curvineris</i>	4	0,85	0,01	-7,59	0,04
50	Gekkonidaesp. indét.	1	0,21	0,00	-9,59	0,01
Totaux	50 espèces	537	100			3,73

Ni : Nombres d'individus; AR% : Abondances relatives

4.5.15. - Abondances relatives et richesses totales des espèces trouvées dans la serre à pratiques locales n° 2 en avril

Les effectifs, les abondances relatives, et la richesse totale des espèces capturées dans la serre à pratiques locales n° 2 en avril 2013 sont présentés dans le tableau 4.35:

Tableau 4.35 – Nombres d'individus, abondances relatives, et richesses totales des espèces trouvées dans la serre à pratiques locales n°2 en avril

Numéros	Espèces	ni	AR%	Pi	Log2 Pi	H'/sp. (en bits)
1	Araneasp. indét.	2	0,35	0,00	-8,15	0,03
2	Gnaphosidaesp. indét.	1	0,18	0,00	-9,15	0,02
3	Agelinidaesp. indét.	9	1,58	0,02	-5,98	0,09
4	Salticidae sp. indét.	2	0,35	0,00	-8,15	0,03
5	Acari sp. indét.	5	0,88	0,01	-6,83	0,06
6	Oniscidaesp.	1	0,18	0,00	-9,15	0,02
7	Entomobryidae sp. indét.	197	34,62	0,35	-1,53	0,53
8	Neanuridaesp. indét.	72	12,65	0,13	-2,98	0,38
9	Anuridaesp. indét.	2	0,35	0,00	-8,15	0,03
10	Psocoptersp.	1	0,18	0,00	-9,15	0,02

11	<i>Eysarcoris inconspicuus</i>	1	0,18	0,00	-9,15	0,02
12	Aphidaesp. indét.	26	4,57	0,05	-4,45	0,20
13	Coleopterasp. indét.	2	0,35	0,00	-8,15	0,03
14	Trechidaesp. indét.	6	1,05	0,01	-6,57	0,07
15	<i>Bembidium</i> sp.	1	0,18	0,00	-9,15	0,02
16	<i>Harpalus</i> sp.	1	0,18	0,00	-9,15	0,02
17	Staphylinidae sp. indét.	15	2,64	0,03	-5,25	0,14
18	<i>Oxytelus</i> sp.	3	0,53	0,01	-7,57	0,04
19	<i>Quedius</i> sp.	1	0,18	0,00	-9,15	0,02
20	Carpophilidaesp. indét.	1	0,18	0,00	-9,15	0,02
21	Cryptophagidae sp. indét.	2	0,35	0,00	-8,15	0,03
22	<i>Dermestes</i> sp.	1	0,18	0,00	-9,15	0,02
23	<i>Erodius</i> sp.	6	1,05	0,01	-6,57	0,07
24	<i>Asida</i> sp.	1	0,18	0,00	-9,15	0,02
25	Coccinellidaesp. indét.	1	0,18	0,00	-9,15	0,02
26	<i>Ceutochynchus</i> sp.	1	0,18	0,00	-9,15	0,02
27	<i>Sitona</i> sp.	1	0,18	0,00	-9,15	0,02
28	Aphelinidaesp. indét.	3	0,53	0,01	-7,57	0,04
29	Bethylidae sp. indét.	8	1,41	0,01	-6,15	0,09
30	Ichneumonoideasp. ind.	1	0,18	0,00	-9,15	0,02
31	<i>Ponera</i> sp.	2	0,35	0,00	-8,15	0,03
32	<i>Tapinoma simrothi</i>	1	0,18	0,00	-9,15	0,02
33	<i>Tapinoma nigerrimum</i>	9	1,58	0,02	-5,98	0,09
34	<i>Tetramorium biskrense</i>	19	3,34	0,03	-4,90	0,16
35	Scoliidaesp. indét.	1	0,18	0,00	-9,15	0,02
36	Lepidoptera sp. indét.	1	0,18	0,00	-9,15	0,02
37	<i>Tuta absoluta</i>	27	4,75	0,05	-4,40	0,21
38	Nematocerasp.	1	0,18	0,00	-9,15	0,02
39	<i>Psychoda phalaenoides</i>	1	0,18	0,00	-9,15	0,02
40	<i>Bradysia</i> sp.	11	1,93	0,02	-5,69	0,11
41	<i>Sciapus</i> sp.	3	0,53	0,01	-7,57	0,04
42	Agromyzidaesp. indét.	2	0,35	0,00	-8,15	0,03
43	Scathophagidae	9	1,58	0,02	-5,98	0,09
44	Sepsidae sp. indét.	1	0,18	0,00	-9,15	0,02
45	Phoridaesp. indét.	9	1,58	0,02	-5,98	0,09
46	Opomyzidaesp. indét.	50	8,79	0,09	-3,51	0,31
47	Chloropidaesp. indét.	1	0,18	0,00	-9,15	0,02
48	Anthomyiinae sp. indét.	3	0,53	0,01	-7,57	0,04
49	<i>Leptocera curvineris</i>	44	7,73	0,08	-3,69	0,29
Totaux	49 Espèces	569	100			H' = 3,69

Ni: Nombres d'individus; A.R. % : Abondances relatives; indét.: indéterminée

L'utilisation des pots Barber durant le mois d'avril montre que l'espèce qui domine est Entomobryidae sp. indé. (AR % = 34,6 %), suivie par Neanuridae sp. indé. (A.R. % = 12,7 %).

4.6. - Insectes capturés dans les assiettes jaunes dans la serre protégée par Insect-Proof

Les résultats sur les effectifs, la richesse totale, l'abondance relative (A.R. %) et la fréquence d'occurrence (F.O. %) des insectes piégés dans les assiettes jaunes (serre protégée par filet Insect-Proof) sont regroupés dans le tableau 4.36.

Tableau 4.36 – Effectifs, richesse totale, abondance relative et fréquence d'occurrence (F.O. %) des insectes piégés dans les assiettes jaunes (serre protégée par filet Insect-Proof) (assiette jaune n°1)

Numéros	Especies	I	II	III	IV	V	Total	AR %	Ni	FO %
1	Gnaphosidae sp. indé.				1		1	0,18	1	20
2	Agelinidae sp. indé.				1		1	0,18	1	20
3	Salticidae sp. indé.			1			1	0,18	1	20
4	<i>Leptyphantes</i> sp.	1					1	0,18	1	20
5	Acari sp. indé.			1			1	0,18	1	20
6	Gamasidae		1				1	0,18	1	20
7	Gamasina sp. indé.		1				1	0,18	1	20
8	<i>Armadillidium</i> sp.					1	1	0,18	1	20
9	Entomobryidae sp. 1		23	28	1		52	9,37	3	60
10	Neanuridae sp. indé.		5				5	0,90	1	20
11	<i>Sminthurus</i> sp.1			1			1	0,18	1	20
12	Thysanopterasp. indé.					1	1	0,18	1	20
13	Psocopterasp. indé.					1	1	0,18	1	20
14	<i>Heterogaster urticae</i>		1			2	3	0,54	2	40
15	<i>Ophthalmicus</i> sp.	1					1	0,18	1	20
16	<i>Coryzus</i> sp.	1					1	0,18	1	20
17	Lygaeidae sp.					6	6	1,08	1	20
18	Typhlocybidae sp. ind.		1			1	2	0,36	2	40
19	Aphidae sp. 1	2		112		2	116	20,90	3	60
20	Aphidae sp. 2 indé.				13		13	2,34	1	20
21	<i>Macrosiphum</i> sp. 2		1				1	0,18	1	20
22	<i>Harpalus</i> sp.				1		1	0,18	1	20
23	<i>Trichochlaenius</i> sp.	1					1	0,18	1	20
24	<i>Trechus</i> sp.		1				1	0,18	1	20

25	Staphylinidaesp. 1		55	17			72	12,97	2	40
26	<i>Quedius</i> sp.				1		1	0,18	1	20
27	<i>Oxytelus</i> sp.		4	19	1		24	4,32	3	60
28	<i>Cryptohypnus pulchellus</i>				1	1	2	0,36	2	40
29	Cryptophagidaesp. ind.				2	1	3	0,54	2	40
30	<i>Omophlus ruficollis</i>					2	2	0,36	1	20
31	<i>Drillus</i> sp.	1					1	0,18	1	20
32	<i>Pullus</i> sp.					1	1	0,18	1	20
33	<i>Apion cyanea</i>	1					1	0,18	1	20
34	<i>Sitona</i> sp.				1		1	0,18	1	20
35	<i>Brachyderes</i> sp.	1					1	0,18	1	20
36	<i>Centorhynchus</i> sp.					1	1	0,18	1	20
37	<i>Hypera circumvaga</i>	3					3	0,54	1	20
38	Hymenopterasp. indét.			8			8	1,44	1	20
39	Tenthredinidae sp. ind.	1					1	0,18	1	20
40	Cynipidaesp. indét.		1				1	0,18	1	20
41	Chalcidae sp. indét.					1	1	0,18	1	20
42	Bethylidae sp. indét.		1			2	3	0,54	2	
43	Formicidae sp. indét.				1		1	0,18	1	20
44	<i>Tapinoma nigerrimum</i>			4		1	5	0,90	2	40
45	<i>Hemerobius</i> sp.			1			1	0,18	1	20
46	Lepidoptera sp. indét.	1		1			2	0,36	2	40
47	<i>Tuta absoluta</i>	5	2	8	14	44	73	13,15	5	100
48	<i>Psychoda</i> sp.				1		1	0,18	1	20
49	Cecidomyidae sp. indét.		1			1	2	0,36	2	40
50	<i>Bradysia</i> sp.				7	5	12	2,16	2	
51	<i>Scatops</i> sp.	1					1	0,18	1	20
52	Chironomidae sp. indét.	1	1				2	0,36	2	40
53	<i>Sciapus</i> sp.				4		4	0,72	1	20
54	Bombylidae sp. indét.			1			1	0,18	1	
55	<i>Drapetis</i> sp.					1	1	0,18	1	20
56	<i>Tachydromia bicolor</i>						0	0,00	1	20
57	Cyclorrhaphasp. indét.			1			1	0,18	1	20
58	<i>Syrphus</i> sp.				1		1	0,18	1	20
59	Scathophagidaesp. ind.				2	2	4	0,72	2	40
60	Phoridaesp. indét.				1		1	0,18	1	20
61	Ephydridae sp. indét.					1	1	0,18	1	20
62	Opomyzidae sp. indét.				40	2	42	7,57	2	40
63	Agromyzidae sp. indét.					1	1	0,18	1	20
64	Anthomyine sp. indét.	3					3	0,54	1	20
65	Chloropidae sp. indét.				1	1	2	0,36	2	40
66	<i>Leptocera curvineris</i>		1			20	21	3,78	2	40

67	<i>Lispa</i> sp.		30				30	5,41	1	20
68	<i>Sarcophaga</i> sp.				1		1	0,18	1	20
	68 espèces	24	130	203	96	102	555	100		

Ni : Nombres de mois de présence de l'espèce; A.R. % : Abondances relatives; F.O. % : Fréquences d'occurrence; I, II, III, IV : Mois

Le piégeage des arthropodes par la méthode des assiettes jaunes placées sous-serre protégée par le filet (assiette jaune 1) a permis la capture de 68 espèces réparties entre différents ordres (Tab. 4.36). Parmi les espèces les plus abondantes il y a l'espèce indéterminée Aphidae sp. indét. (A.R. % = 20,9 %) et *Tuta absoluta* (A.R. % = 13,2 %). Selon la règle de Sturge, le nombre de classes de constance calculées pour les espèces trouvées dans la serre protégée par le filet Insect-Proof est de 7 et l'intervalle de 14,29 %.

0 % < F.O % ≤ 14,29 % correspond aux espèces qualifiées de très rares, 14,29 % < F.O % ≤ 28,58 % est l'intervalle des espèces rares.

Lorsque 28,58 % < F.O % ≤ 42,87 %, l'espèce concernée est très accidentelle.

Si 42,87 % < F.O % ≤ 57,16 %, l'espèce est accidentelle.

Quand 57,16 % < F.O % ≤ 71,45 % l'espèce est accessoire.

Quand 71,45 % < F.O % ≤ 85,74 % l'espèce est régulière.

Quand 85,71 % < F.O % ≤ 100 % l'espèce est omniprésente.

Pour ce qui concerne la fréquence d'occurrence sur 68 cas, 49 cas (A.R. % = 72,1 %) appartiennent à la classe de constance rare (14,29 % < F.O % ≤ 28,58 %). Mais 15 cas (A.R. % = 22,1 %) font partie de la classe de constance très accidentelle (28,58 % < F.O % ≤ 42,87 %). Seulement 3 cas (A.R. % = 4,4 %) représentent la classe de constance régulière (57,16 % < F.O % ≤ 71,45 %). A peine 1 cas (A.R. % = 1,5 %) correspond à la classe omniprésente (85,71 % < F.O % ≤ 100 %).

Le piégeage des arthropodes par la méthode des assiettes jaunes placées sous-serre protégée par le filet (assiette jaune n° 2) a permis la capture de 38 espèces réparties entre différents ordres (Tab. 4.37). Parmi les espèces les plus abondantes, il y a *Tuta absoluta* (A.R. % = 37,1 %) et une espèce indéterminée Neanuridaesp. indét (A.R. % = 29,4 %).

Tableau 4.37– Effectifs, richesse totale, abondance relative (A.R. %) et fréquence d'occurrence (F.O. %) des insectes piégés dans les assiettes jaunes (serre protégée par le filet Insect-Proof) (assiette jaune n°2)

N°	Especies	I	II	III	IV	V	Totaux	AR %	Ni	FO %
1	Gnaphosidaesp. indét.			8			8	1,36	1	20
2	Salticidae sp. indét.			1			1	0,17	1	20
3	Acari sp. indét.			1			1	0,17	1	20
4	Entomobrydae sp. 1	1	4	7	3		15	2,55	4	80
5	Neanuridaesp. indét.		173				173	29,42	1	20
6	<i>Nesidiocoris tenuis</i>		1				1	0,17	1	20
7	<i>Reduvius</i> sp.	1					1	0,17	1	20
8	Tryphlocybidaesp. ind.					1	1	0,17	1	20
9	Psyllidaesp. indét.			1			1	0,17	1	20
10	Aphidaesp. indét.			39	1		40	6,80	2	40
11	<i>Amara</i> sp.		1				1	0,17	1	20
12	<i>Trechus</i> sp. ind.		1				1	0,17	1	20
13	Staphylinidaesp. 1ind.	2	20	10			32	5,44	3	60
14	<i>Oxytelus</i> sp. 2		1	2	2		5	0,85	3	60
15	<i>Anthicus floralis</i>					1	1	0,17	1	20
16	<i>Pullus suturalis</i>				2	1	3	0,51	2	40
17	<i>Scymnus interreptus</i>					1	1	0,17	1	20
18	Chrysomelinaesp. ind.					1	1	0,17	2	40
19	Bethylidaesp. indét.				1	1	2	0,34	2	40
20	Braconidaesp. indét.				1		1	0,17	1	20
21	<i>Tapinoma simrothi</i>			5			5	0,85	1	20
22	<i>Tapinoma nigerrimum</i>			1	6	21	28	4,76	3	60
23	<i>Tetramorium biskrense</i>			1	2	1	4	0,68	3	60
24	Noctuidaesp. indét.	1					1	0,17	1	20
25	<i>Tuta absoluta</i>		1	1	10	206	218	37,07	4	80
26	Tipulidaesp. indét.				1		1	0,17	1	20
27	<i>Sciara</i> sp.	1					1	0,17	1	20
28	<i>Bradysia</i> sp. indét.				1		1	0,17	1	20
29	Chironomidaesp. indét.	1					1	0,17	1	20
30	<i>Tachydromia bicolor</i>	2					2	0,34	1	20
31	Scathophagidae sp. indét.				4	1	5	0,85	2	40
32	<i>Sciapus</i> sp.				4	1	5	0,85	2	40
33	<i>Neodohmiphora</i> sp.			1			1	0,17	1	20
34	Anthomyinaesp. indét.	3					3	0,51	1	20
35	Agromyzidaesp. indét.					1	1	0,17	1	20
36	Opomyzidaesp. indét.			7	4		11	1,87	2	40

37	<i>Leptocera curvineris</i>			1	1	1	3	0,51	3	60
38	<i>Lispa</i> sp.		7				7	1,19	1	20
	38 espèces	12	209	86	43	238	588	100,00		

N°: Numéros

Selon la règle de Sturge, le nombre de classes de constance calculées pour les espèces trouvées dans les pièges colorés mis dans la serre protégée par le filet Insect-Proof est de 6 et l'intervalle de 16,67 %.

Les espèces dont F.O. % est comprise dans $0\% < \text{F.O. \%} \leq 16,67\%$ font partie de la classe très rare. Celles appartenant à $16,67\% < \text{F.O. \%} \leq 33,34\%$ se regroupent dans la classe rare. A l'intervalle $33,34\% < \text{F.O. \%} \leq 50\%$ correspondent les espèces de la classe accidentelle.

Si $50\% < \text{F.O. \%} \leq 66,67\%$, l'espèce fait partie de la classe accessoire. Quand $66,67\% < \text{F.O. \%} \leq 83,34\%$ l'espèce appartient à la classe régulière. Les espèces dont F.O. % est comprise dans la fourchette $83,34\% < \text{F.O. \%} \leq 100\%$ se retrouvent dans la classe omniprésente.

Pour ce qui concerne la fréquence d'occurrence sur 38 cas, 24 (A.R. % = 63,2 %) se retrouvent dans la classe de constance rare ($16,67\% < \text{F.O. \%} \leq 33,34\%$). Mais 7 cas (A.R. % = 18,4 %) font partie de la classe accidentelle ($33,34\% < \text{F.O. \%} \leq 50\%$). Seulement 5 cas (A.R. % = 13,2 %) se retrouvent dans la classe de constance accessoire ($50\% < \text{F.O. \%} \leq 66,67\%$). Et à peine 2 cas (A.R. % = 5,3 %) reviennent à la classe de constance régulière ($66,67\% < \text{F.O. \%} \leq 83,34\%$).

Tableau 4.38 – Effectifs, richesse totale, abondance relative (A.R. %) et fréquence d'occurrence (F.O. %) des insectes piégés dans les assiettes jaunes (serre protégée par le filet Insect-Proof) (assiette jaune n°3)

N°	Especies	I	II	III	IV	V	Totaux	AR %	Ni	FO %
1	Gnaphosidae sp. indét.	1		1			2	0,29	2	40
2	Salticidae sp. indét.			1	1		2	0,29	2	40
3	Acari sp. indét.			1			1	0,14	1	20
4	<i>Pergamasus</i> sp.		1		3		4	0,58	2	40
5	Entomobryidae sp. 1		1	73	4	1	79	11,40	4	80
6	Neanuridae sp. ind. 2			3	2		5	0,72	2	40
7	Neanuridae sp. ind. 1		177				177	25,54	1	20
8	Thysanoptera sp. indét.				1		1	0,14	1	20
9	Lygaeidaesp. indét.					1	1	0,14	1	20

10	Aleurodidae sp. indét.		1				1	0,14	1	20
11	Typhlocybidae sp. indét.	1					1	0,14	1	20
12	Aphidae sp. indét.			23	9	4	36	5,19	2	40
13	<i>Harpalus</i> sp.		1	2		1	4	0,58	3	60
14	<i>Oxythyrea squalida</i>					1	1	0,14	1	20
15	Staphylinidae sp. 1		47	9	1		57	8,23	3	60
16	<i>Bolitobius</i> sp.			1			1	0,14	1	20
17	<i>Quedius</i> sp.					1	1	0,14	1	20
18	<i>Xantholinus</i> sp.	1					1	0,14	1	20
19	<i>Philonthus</i> sp.					1	1	0,14	1	20
20	<i>Oxytelus</i> sp.	1	10	22	2		35	5,05	4	80
21	<i>Omophlus ruficollis</i>					2	2	0,29	1	20
22	<i>Cryptohypnus pulchellus</i>					1	1	0,14	1	20
23	Nitidulidae sp. indét.				1		1	0,14	1	20
24	Cryptophagidaesp. indét.					5	5	0,72	1	20
25	<i>Pullus suturalis</i>					4	4	0,58	1	20
26	<i>Sitona</i> sp.			2			2	0,29	1	20
27	<i>Brachyderes</i> sp.	1					1	0,14	1	20
28	Microhymenoptera sp.ind.					1	1	0,14	1	20
29	Hymenoptera sp. indét.			1			1	0,14	1	20
30	Tenthredinidae sp. indét.	9					9	1,30	1	20
31	Cynipidaesp. indét.		1	1			2	0,29	2	40
32	Chalcidae sp. indét.					2	2	0,29	1	20
33	Braconidae sp. indét.			1	2	1	4	0,58	3	60
34	Bethylidae sp. indét.				2		2	0,29	1	20
35	<i>Aphidius</i> sp.		1				1	0,14	1	20
36	<i>Tetramorium biskrense</i>	1					1	0,14	1	20
37	<i>Tapinoma nigerrimum</i>			2		6	8	1,15	2	40
38	Lepidoptera sp. indét.				1		1	0,14	1	20
39	<i>Tuta absoluta</i>			5	7	97	109	15,73	3	60
40	<i>Bradysia</i> sp.				7	1	8	1,15	2	40
41	<i>Sciara</i> sp.		3	8			11	1,59	2	40
42	<i>Selidopogon</i> sp.					1	1	0,14	1	20
43	<i>Sciapus</i> sp.			2	6	1	9	1,30	3	60
44	Phoridaesp. indét.				3		3	0,43	1	20
45	Scathophagidae sp. ind				5	4	9	1,30	2	40
46	Opomyzidae sp. indét.			21	17	2	40	5,77	3	60
47	Chloropidaesp. indét.				1	1	2	0,29	2	40
48	Anthomyiinae sp. indét.	9				1	10	1,44	1	20
49	<i>Leptocera curvineris</i>		1	2	3	5	11	1,59	4	80
50	<i>Lispa</i> sp.		19				19	2,74	1	20
51	<i>Lucilia</i> sp.					1	1	0,14	1	20
	51 espèces	24	263	181	78	147	693	100		

Le piégeage des arthropodes par la méthode des assiettes jaunes placées sous-serre protégée par le filet (assiette jaune 2) a permis la capture de 51 espèces réparties entre différents ordres (Tab. 4.38). Parmi les espèces les plus abondantes il y a l'espèce indéterminée *Neanurida* sp. indéterminée (A.R. % = 25,5 %) et *Tuta absoluta* (A.R. % = 15,7 %). Selon la règle de Sturge, le nombre de classes de constance calculées pour les espèces trouvées dans la serre protégée par le filet Insect-Proof est de 7 et l'intervalle de 14,29 %.

$0\% < \text{F.O \%} \leq 14,29\%$ correspond aux espèces qualifiées de très rares,

$14,29\% < \text{F.O \%} \leq 28,58\%$ est l'intervalle des espèces rares.

Lorsque $28,58\% < \text{F.O \%} \leq 42,87\%$, l'espèce concernée est très accidentelle.

Si $42,87\% < \text{F.O \%} \leq 57,16\%$, l'espèce est accidentelle.

Quand $57,16\% < \text{F.O \%} \leq 71,45\%$ l'espèce est accessoire.

Quand $71,45\% < \text{F.O \%} \leq 85,74\%$ l'espèce est régulière.

Quand $85,71\% < \text{F.O \%} \leq 100\%$ l'espèce est omniprésente.

Pour ce qui concerne la fréquence d'occurrence sur 51 cas, 31 cas (A.R. % = 60,8%) appartiennent à la classe de constance rare ($14,29\% < \text{F.O \%} \leq 28,58\%$).

Mais 11 cas (A.R. % = 21,6 %) font partie de la classe de constance très accidentelle ($28,58\% < \text{F.O \%} \leq 42,87\%$). Seulement 6 cas (A.R. % = 11,8 %) représentent la classe de constance accessoire ($57,16\% < \text{F.O \%} \leq 71,45\%$). A peine 3 cas (A.R. % = 5,9 %) correspondent à la classe régulière ($71,45\% < \text{F.O \%} \leq 85,74\%$).

4.7. Les insectes capturés dans les assiettes jaunes dans serre à pratiques locales n° 1

Les résultats des effectifs, richesse totale, abondance relative (AR%) et fréquence d'occurrence (FO%) des insectes piégés dans les assiettes jaunes (serre à pratiques locales n°1) sont regroupés dans le tableau 4.39:

Tableau 4.39. – Effectifs, richesse totale, abondance relative (AR%) et fréquence d'occurrence (FO%) des insectes piégés dans les assiettes jaunes (serre à pratiques locales n°1) (assiette jaune n°1)

N°	Especies	I	II	III	IV	V	Totaux	AR %	Ni	FO %
1	<i>Cochlicella barbara</i>					1	1	0,32	1	20
2	Aranea sp. indé.			1			1	0,32	1	20
3	Entomobryidae sp. 1	3	2	2	2	3	12	3,87	5	100
4	Anuridaesp. indé.				1		1	0,32	1	20
5	Neanuridae sp. indé.	1	1				2	0,65	2	40
6	<i>Nesidiocoris tenuis</i>			1			1	0,32	1	20
7	Lygaeidae sp. indé.					2	2	0,65	1	20
8	Typhlocybidae sp. indé.					1	1	0,32	1	20
9	Aphidae sp. indé.			5	3	1	9	2,90	3	60
10	<i>Trechus</i> sp.	1					1	0,32	1	20
11	Staphylinidaesp. 1 indé.	6	10	40	12	1	69	22,26	5	100
12	<i>Oxytelus</i> sp.			1	4		5	1,61	2	40
13	Carpophilidaesp. indé.					1	1	0,32	1	20
14	Cryptophagidae sp. indé.			1		1	2	0,65	2	40
15	<i>Omophlus</i> sp.					1	1	0,32	1	20
16	<i>Stenosis punctiventris</i>			1			1	0,32	1	20
17	Microhymenoptera sp. ind.					1	1	0,32	1	20
18	Tenthredinidaesp. indé.	1					1	0,32	1	20
19	Cynipidae sp. indé.			1	1		2	0,65	2	40
20	Chalcidae sp. indé.				1	1	2	0,65	2	40
21	Braconidaesp. indé.			1			1	0,32	1	20
22	Ichneumonidae sp. indé.				1		1	0,32	1	20
23	Bethylidaesp. indé.				2	2	4	1,29	2	40
24	Aphelinidae sp. indé.				1		1	0,32	1	20
25	<i>Tapinoma nigerrimum</i>					2	2	0,65	1	20
26	<i>Lasioglossum</i> sp.			1			1	0,32	1	20
27	<i>Apis mellifera</i>	1					1	0,32	1	20
28	<i>Tuta absoluta</i>	1	1	5	7	29	43	13,87	5	100
29	<i>Chysodeixis chalcites</i>				3		3	0,97	1	20
30	Cecidomyidae sp. indé.					2	2	0,65	1	20
31	<i>Contarinia</i> sp.			1			1	0,32	1	20
32	<i>Bradysia</i> sp.				1	1	2	0,65	2	40
33	<i>Sciara</i> sp.	4	1	2			7	2,26	3	60
34	Chaoboridae sp. indé.	1					1	0,32	1	20
35	<i>Sciapus</i> sp.			11	12		23	7,42	2	40
36	<i>Tachydromia bicolor</i>	1	1				2	0,65	2	40
37	Scatophagidae sp. indé.				3	1	4	1,29	2	40
38	Agromyzidae sp. indé.					2	2	0,65	1	20

39	Anthomyinaesp. indét.	8	13		8		29	9,35	3	60
40	Chloropidae sp. indét.					1	1	0,32	1	20
41	Ephydridae sp. indét.				1	3	4	1,29	2	40
42	Opomyzidae sp. indét.	4			20	3	27	8,71	3	60
43	<i>Limosina</i> sp.	1					1	0,32	1	20
44	<i>Leptocera curvineris</i>				4	25	29	9,35	2	40
45	<i>Calliphora</i> sp.					1	1	0,32	1	20
	45 espèces	33	29	74	87	87	310	100		

AR% : Abondances relatives ; Ni : Nombres d'individus ; FO % : Fréquences d'occurrence; N° : Numéros

La capture par les pièges jaunes a permis de récupérer 45 espèces réparties entre différents ordres (Tab. 4.39). Parmi les espèces les plus abondantes il y a l'espèce indéterminée Staphylinidaesp. 1 indét. (A.R. % = 22,26 %) et *Tuta absoluta* (A.R. % = 13,87 %). Selon la règle de Sturge, le nombre de classes de constance calculées pour les espèces trouvées dans la serre protégée par le filet Insect-Proof est de 6 et l'intervalle de 16,67 %.

Les espèces dont F.O. % est compris dans $0\% < F.O\% \leq 16,67\%$ font partie de la classe très rare. Celles appartenant à $16,67\% < F.O\% \leq 33,34\%$ se regroupent dans la classe rare. A l'intervalle $33,34\% < F.O\% \leq 50\%$ correspondent les espèces de la classe accidentelle.

Si $50\% < F.O\% \leq 66,67\%$ l'espèce fait partie de la classe accessoire. Quand $66,67\% < F.O\% \leq 83,34\%$ l'espèce appartient à la classe régulière. Les espèces dont F.O. % est compris dans $83,34\% < F.O\% \leq 100\%$ se retrouvent dans la classe omniprésente.

Pour ce qui concerne la fréquence d'occurrence sur 45 cas, 26 (A.R. % = 57,8 %) appartiennent à la classe de constance rare ($16,67\% < F.O\% \leq 33,34\%$). Mais 12 cas (A.R. % = 26,7 %) font partie de la classe accidentelle ($33,34\% < F.O\% \leq 50\%$). Seulement 4 cas (A.R. % = 8,9 %) des espèces se retrouvent dans la classe de constance accessoire ($50\% < F.O\% \leq 66,67\%$). Et à peine 3 cas (A.R. % = 6,7 %) font partie de la classe de constance omniprésente ($83,34\% < F.O\% \leq 100\%$).

Tableau .4.40 – Effectifs, richesse totale, abondance relative (AR%) et fréquence d'occurrence (FO%) des insectes piégés dans les assiettes jaunes (serre à pratiques locales n°1) (assiette jaune n°2)

N°	Especies	I	II	III	IV	V	Totaux	AR %	Ni	FO %
1	Agelinidaesp. indét.				1		1	0,15	1	20
2	Aranea sp. indét.				1		1	0,15	1	20
3	Acari	1					1	0,15	1	20
4	<i>Oniscidae</i> sp. indét.					1	1	0,15	1	20
5	Entomobrydae sp. 1 ind.	3	6	82	58	1	150	23,18	5	100
6	Neanuridae sp. indét.		83				83	12,83	1	20
7	Anuridae sp. indét.				2		2	0,31	1	20
8	Sminthuridaesp. indét.		2	3			5	0,77	2	40
9	Lygaeidae sp. indét.		1				1	0,15	1	20
10	Jassidaesp. indét.					1	1	0,15	1	20
11	<i>Macrosiphum</i> sp. 1					3	3	0,46	1	20
12	Aphidae sp. indét.			25	8	2	35	5,41	3	60
13	Lebiidaesp. indét.			1			1	0,15	1	20
14	<i>Acupalpus</i> sp.				1		1	0,15	1	20
15	<i>Harpalus</i> sp.					2	2	0,31	1	20
16	Staphylinidaesp. 1	3	59	9	1		72	11,13	4	80
17	<i>Xantholinus</i> sp.		1				1	0,15	1	20
18	<i>Philonthus</i> sp.					1	1	0,15	1	20
19	<i>oxytelus</i> sp.			4	4		8	1,24	2	40
20	<i>Pullus suturalis</i>				1	4	5	0,77	2	40
21	<i>Cassida vittata</i>					1	1	0,15	1	20
22	<i>Hypera</i> sp.			1			1	0,15	1	20
23	Cynipidae sp.	1	1			2	4	0,62	3	60
24	Braconidae sp. indét.			1		5	6	0,93	2	40
25	Bethylidae sp. indét.				4		4	0,62	1	20
26	<i>Tapinoma simrothi</i>		1				1	0,15	1	20
27	Apoidea sp. indét.				1		1	0,15	1	20
28	<i>Andrena</i> sp.	1			1			0,15	1	20
29	<i>Evylaeus</i> sp.					1	1	0,15	1	20
30	<i>Lasioglossum</i> sp.		1	1			2	0,31	3	60
31	Vespoideasp. indét.					1	1	0,15	1	20
32	<i>Tuta absoluta</i>	4	1		11	63	79	12,21	4	80
33	<i>Bradysia</i> sp. indét.				8	1	9	1,39	2	40
34	<i>Sciara</i> sp.	1	1	6			8	1,24	3	60
35	<i>Metriocnemus</i> sp.		1				1	0,15	1	20
36	<i>Seliolopogon</i> sp.			2			2	0,31	1	20

37	<i>Elaphropeza</i> sp.1					1	1	0,15	1	20
38	<i>Elaphropeza</i> sp. 2		1				1	0,15	2	40
39	<i>Tachydromia bicolor</i>			1			1	0,15	1	20
40	<i>Sciapus</i> sp.			1	4		5	0,77	2	40
41	<i>Sepsis</i> sp.		1				1	0,15	1	20
42	<i>Themira</i> sp.		1		1		2	0,31	2	40
43	Scathophagidaesp. ind.				6	6	12	1,85	2	40
44	Phoridae sp. indé.		1			4	5	0,77	2	40
45	<i>Neodohmiphora</i> sp. ind.			2			2	0,31	1	20
46	Ephydridaesp. indé.					1	1	0,15	1	20
47	Anthomyinae sp. indé.	3	29		7	2	41	6,34	4	80
48	Opomyzidaesp. indé.	3		8	37	6	54	8,35	4	80
49	<i>Leptocera curvineris</i>		1		7	13	21	3,25	3	60
49 espèces		19	193	148	163	124	647	100		

Le piégeage des arthropodes par la méthode des assiettes jaunes placées dans la serre protégée par le filet (assiette jaune n° 2) a permis la capture de 49 espèces (Tab. 4.40). Il est à remarquer que les espèces indéterminées Entomobrydae sp. 1 ind. (A.R. % = 23,2 %) et Neanuridae sp. indé. (A.R. % = 12,8 %) se montrent les plus abondantes. Selon la règle de Sturge, le nombre de classes de constance calculées pour les espèces trouvées dans la serre protégée par le filet Insect-Proof est de 7 et l'intervalle de 14,29 %. Les limites des 7 classes de constance ont déjà été signalées précédemment.

Pour ce qui concerne la fréquence d'occurrence sur 49 cas, 29 (A.R. % = 59,18%) appartiennent à la classe de constance rare (14,29 % < F.O % ≤ 28,58%). Mais 10 cas (A.R. % = 20,4 %) font partie de la classe de constance très accidentelle (28,58% < F.O % ≤ 42,87 %). Seulement 5 cas (A.R. % = 10,2 %) représentent la classe de constance accessoire (57,16 % < F.O % ≤ 71,45 %). A peine 4 cas (A.R. % = 8,2 %) correspondent à la classe régulière (71,45 % < F.O % ≤ 85,74 %). Enfin 1 seul cas (A.R. % = 2,0 %) est de la classe de constance omniprésente (85,71 % < F.O % ≤ 100 %).

Tableau 4.41 – Effectifs, richesse totale, abondance relative (AR%) et fréquence d'occurrence (FO%) des insectes piégés dans les assiettes jaunes (serre à pratiques locales n°n°1) (assiette jaune n° 3)

N°	Especies	I	II	III	IV	V	Totaux	AR %	Ni	FO %
1	<i>Aranea</i> sp. indét.				1		1	0,22	1	20
2	<i>Thomisida</i> esp. indét.		1				1	0,22	1	20
3	<i>Leptyphant</i> es sp.			1			1	0,22	1	20
4	<i>Acarina</i> sp. indét.			3			3	0,67	1	20
5	<i>Entomobryidae</i> sp.1ind.	1	5	28	1		35	7,85	4	80
6	<i>Neanurida</i> esp. indét.		29	5			34	7,62	2	40
7	<i>Mirida</i> esp.					3	3	0,67	1	20
8	<i>Typhlocybida</i> esp. ind.				1		1	0,22	1	20
9	<i>Aphidae</i> sp. indét.			31	3		34	7,62	2	40
10	<i>Psyllida</i> e sp. indét.			2			2	0,45	1	20
11	<i>Staphylinida</i> esp. 1 ind.	4	6	23	20	1	54	12,11	5	100
12	<i>Quedius</i> sp.					1	1	0,22	1	20
13	<i>oxytelus</i> sp.			1			1	0,22	1	20
14	<i>Philonthus</i> sp.					1	1	0,22	1	20
15	<i>Anthicus floralis</i>					1	1	0,22	1	20
16	<i>Cryptophagida</i> esp. ind.					1	1	0,22	1	20
17	<i>Carpophilida</i> esp. indét.	1					1	0,22	1	20
18	<i>Coccinella algerica</i>				1		1	0,22	1	20
19	<i>Pullus suturalis</i>				1		1	0,22	1	20
20	<i>Bruchida</i> esp. indét.				1		1	0,22	1	20
21	<i>Hypera circumvaga</i>	1					1	0,22	1	20
22	<i>Brachyderes</i> sp.	1					1	0,22	1	20
23	<i>Chalcidae</i> sp. indét.	1					1	0,22	1	20
24	<i>Braconida</i> esp. indét.	1		1	1		3	0,67	3	60
25	<i>Ichneumonidae</i> sp. ind.				1		1	0,22	1	20
26	<i>Bethylidae</i> sp. indét.					1	1	0,22	1	20
27	<i>Leptothorax</i> sp.					1	1	0,22	1	20
28	<i>Tetramorium biskrense</i>			3		13	16	3,59	2	40
29	<i>Tapinoma simrothi</i>					1	1	0,22	1	20
30	<i>Halictidae</i> sp. indét.				1		1	0,22	1	20
31	<i>Lasioglossum</i> sp. indét.			2			2	0,45	1	20
32	<i>Andrenidae</i> sp. indét.					1	1	0,22	1	20
33	<i>Vespoidea</i> sp. indét.					1	1	0,22	1	20
34	<i>Tuta absoluta</i>	1		4	4	103	112	25,11	4	80
35	<i>Psychoda phalaenoides</i>				1		1	0,22	1	20
36	<i>Metriocnemus</i> sp.		1				1	0,22	1	20
37	<i>Bradysia</i> sp. indét.				6		6	1,35	1	20

38	<i>Sciara</i> sp.	1		10			11	2,47	2	40
39	<i>Drapetis</i> sp.					1	1	0,22	1	20
40	<i>Sciapus</i> sp.			5	7	1	13	2,91	3	60
41	<i>Tachydromia bicolor</i>		2		1		3	0,67	2	40
42	<i>Pipizella</i> sp.			1			1	0,22	1	20
43	Anthomyiinae sp. indét.		8	4	4		16	3,59	3	60
44	Phoridae sp. indét.	1				2	3	0,67	2	40
45	Opomyzidae sp. indét.	3		23	35	1	62	13,90	4	80
46	<i>Leptocera curvineris</i>	2	1		2	1	6	1,35	4	80
47	<i>Sarcophaga</i> sp.				1		1	0,22	1	20
47 espèces		18	53	147	93	135	446	100,00		

indét., ind.: indéterminé

Le piégeage des arthropodes par la méthode des assiettes jaunes placées dans la serre protégée par le filet (assiette jaune n° 2) a permis la capture de 47 espèces (Tab. 4.41). Ici, *Tuta absoluta* (A.R. % = 25,1 %) et l'espèce indéterminée Opomyzidae sp. indét. (A.R. % = 13,9 %) sont les plus abondantes. Selon la règle de Sturge, le nombre de classes de constance calculées pour les espèces trouvées dans la serre protégée par le filet Insect-Proof est de 7 et l'intervalle de 14,29 %. Comme précédemment les limites de chacune des 7 classes ont été précisées. Il faut se reporter aux calculs auparavant faits.

Pour ce qui concerne la fréquence d'occurrence sur 47 espèces, 33 cas (A.R. % = 70,2 %) se regroupent dans la classe de constance rare ($14,29\% < F.O\% \leq 28,58\%$). Mais 6 cas (A.R. % = 12,76 %) se rassemblent dans la classe de constance très accidentelle ($28,58\% < F.O\% \leq 42,87\%$). Seulement 3 cas (A.R. % = 6,4 %) font partie de la classe de constance accessoire ($57,16\% < F.O\% \leq 71,45\%$). Par ailleurs 4 cas (A.R. % = 8,5 %) correspondent à la classe régulière ($71,45\% < F.O\% \leq 85,74\%$). L'espèce indéterminée Staphylinidae sp. 1, se retrouve seule (A.R. % = 2,1 %) dans la classe de constance omniprésente ($85,71\% < F.O\% \leq 100\%$).

4.8. - Les insectes capturés dans les assiettes jaunes dans serre à pratiques locales n°2

Les résultats des effectifs, richesse totale, abondance relative (AR%) et fréquence d'occurrence (FO%) des insectes piégés dans les assiettes jaunes (serre à pratiques locales) sont regroupés dans le tableau 4.42:

Tableau 4.42. – Effectifs, richesse totale, abondance relative (AR%) et fréquence d'occurrence (FO%) des insectes piégés dans les assiettes jaunes (serre à pratiques locales n°2) (assiette jaune n° 1)

N°	Especies	I	II	III	IV	Totaux	AR %	Ni	FO %
1	Gnaphosidae sp. indét.	1				1	0,12	1	20
2	Salticidae sp. indét.			3		3	0,35	1	20
3	Sminthuridae sp. indét.		3			3	0,35	1	20
4	Tomoceridae sp. indét.			1		1	0,12	1	20
5	Neanuridae sp. indét.	1	150	1		152	17,95	3	60
6	Entomobryidae sp.1ind.	67	45	25	1	138	16,29	4	80
7	Psocoptera sp. indét.	1				1	0,12	1	20
8	Aphidae sp. indét.			2	4	6	0,71	2	40
9	<i>Macrosiphum</i> sp.			1		1	0,12	1	20
10	Staphylinidae sp. 1 ind.	3	4	3		10	1,18	3	60
11	<i>Oxytelus</i> sp.	1		3		4	0,47	2	40
12	Carpophilidae sp. indét.		1			1	0,12	1	20
13	<i>Carpophilus</i> sp.	1				1	0,12	1	20
14	<i>Pullus</i> sp.	1				1	0,12	1	20
15	<i>Hypera</i> sp.	1				1	0,12	1	20
16	<i>Sitona</i> sp.	3	5			8	0,94	2	40
17	Aphelinidae sp. indét.				2	2	0,24	1	20
18	Chalcidae sp. indét.	1				1	0,12	1	20
19	Bethylidae sp. indét.			1		1	0,12	1	20
20	<i>Tapinoma nigerrimum</i>	1		2	1	4	0,47	3	60
21	<i>Lasioglossum</i> sp.				1	1	0,12	1	20
22	<i>Vespa germanica</i>		1			1	0,12	1	20
23	Tineidae sp. indét.			1		1	0,12	1	20
24	<i>Tuta absoluta</i>				2	2	0,24	1	20
25	Nematocera sp. indét.	440				440	51,95	1	20
26	<i>Psychoda</i> sp.	1				1	0,12	1	20
27	<i>Sciapus</i> sp.			2	6	8	0,94	2	40
28	<i>Sciara</i> sp.			3		3	0,35	1	20
29	<i>Thereva</i> sp.				1	1	0,12	1	20
30	<i>Tachydromia bicolor</i>			1		1	0,12	1	20

31	Borbonidae sp. indét.	1				1	0,12	1	20
32	Sepsis sp.			1		1	0,12	1	20
33	Scathophagidaesp. ind.				1	1	0,12	1	20
34	Phoridae sp. indét.				2	2	0,24	1	20
35	Neodohmiphora sp.		1	1		2	0,24	2	40
36	Limosina sp.	1				1	0,12	1	20
37	Anthomyinaesp. indét.				1	1	0,12	1	20
38	Lispa sp.		5	5		10	1,18	2	40
39	Opomyzidaesp. indét.	4			24	28	3,31	2	40
40	Psammodromus algirus			1		1	0,12	1	20
40 espèces		529	215	57	46	847	100,00		

AR% : Abondances relatives ; Ni : Nombres d'individus ; FO % : Fréquences d'occurrence

La capture dans les pièges jaunes (serre à pratiques locales n° 2) a permis de récupérer 40 espèces (Tab. 4.42), dont les plus abondantes sont deux espèces indéterminées Nematocera sp. indét. (A.R. % = 52,0 %) et Neanuridaesp. indét. (A.R. % = 18,0 %).

Selon la règle de Sturge, le nombre des classes présentes par rapport aux assiettes jaunes placées dans la serre à pratiques locales est de 5 avec un intervalle de classe égal à 20 %

Si la F.O % d'une espèce fait partie de la fourchette $0 \% < F.O \% \leq 20 \%$, celle-ci se retrouve dans la classe très rare. L'intervalle $20 \% < F.O \% \leq 40 \%$ rassemble les espèces rares. Pour $40 \% < F.O \% \leq 60 \%$, l'espèce concernée est accidentelle. Dans le cas de $60 \% < F.O \% \leq 80 \%$ l'espèce concernée est régulière. Quand $80 \% < F.O \% \leq 100 \%$ l'espèce est omniprésente.

Ainsi sur 40 espèces, 29 cas (A.R. % = 72,5 %) appartiennent à la classe de constance rare ($14,29 \% < F.O \% \leq 28,58 \%$). Mais 7 cas (A.R. % = 17,5 %) font partie de la classe de constance très accidentelle ($28,58 \% < F.O \% \leq 42,87 \%$). Seulement 3 cas (A.R. % = 7,5 %) représentent la classe de constance accessoire ($57,16 \% < F.O \% \leq 71,45 \%$). A peine 1 cas (A.R. % = 2,50 %) correspond à la classe régulière ($71,45 \% < F.O \% \leq 85,74 \%$).

Tableau 4.43 – Effectifs, richesse totale, abondance relative (AR%) et fréquence d'occurrence (FO%) des insectes piégés dans les assiettes jaunes (serre à pratiques locales n°2) (assiette jaune n° 2)

N°	Especies	I	II	III	IV	Totaux	AR %	Ni	FO %
1	Gnaphosidae sp. indét.				1	1	0,28	1	20
2	Salticidae sp. indét.			1		1	0,28	1	20
3	Entomobryidae sp. 1 ind.	33	13	3	3	52	14,44	4	80
4	Sminthuridae sp. indét.		1			1	0,28	1	20
5	<i>Neanuridae</i> sp. indét.	39	131			170	47,22	2	40
6	<i>Reduvius</i> sp.			1		1	0,28	1	20
7	<i>Nesidiocoris tenuis</i>				2	2	0,56	1	20
8	Aphidaesp. indét.				3	3	0,83	1	20
9	<i>Macrosiphum</i> sp. 1 ind.			1		1	0,28	1	20
10	<i>Harpalus</i> sp.	1				1	0,28	1	20
11	<i>Orthomus</i> sp. indét.				1	1	0,28	1	20
12	<i>Tachyta nana</i>		2			2	0,56	1	20
13	<i>Amara</i> sp.		1			1	0,28	1	20
14	Staphylinidae sp. 1 indét.	2	25	7		34	9,44	3	60
15	<i>Oxytelus</i> sp. 2		2	1		3	0,83	2	40
16	<i>Anthicus floralis</i>				1	1	0,28	1	20
17	<i>Hypera circumvaga</i>		1			1	0,28	1	20
18	<i>Sitona</i> sp.	1	1			2	0,56	2	40
19	Braconidae sp. indét.	1				1	0,28	1	20
20	<i>Tapinoma simrothi</i>		1			1	0,28	1	20
21	<i>Tapinoma nigerrimum</i>				1	1	0,28	1	20
22	<i>Tuta absoluta</i>			6	7	13	3,61	2	40
23	<i>Autographa gamma</i>		1			1	0,28	1	20
24	Chironomidae sp. indét.			1	1	2	0,56	1	20
25	Cecidomyiidae sp. indét		1			1	0,28	2	40
26	<i>Sciapus</i> sp.			1	6	7	1,94	2	40
27	<i>Sciara</i> sp.		1			1	0,28	1	20
28	<i>Neodohmiphora</i> sp.		2	3		5	1,39	2	40
29	<i>Tachydromia bicolor</i>	1	3			4	1,11	2	40
30	<i>Opomyzidae</i> sp. indét.	2		10	17	29	8,06	3	60
31	<i>Pericyclocera</i> sp.	2			1	3	0,83	2	40
32	Scathophagidaesp. ind.				3	3	0,83	1	20
33	<i>Leptocera curvineris</i>				1	1	0,28	1	20
34	<i>Lispa</i> sp.		9			9	2,50	1	20
	Totales (34 espèces)	82	195	35	48	360	100,00		

La capture par les pièges jaunes n° 2 (serre à pratiques locales n° 2) a permis de récupérer 34 espèces (Tab. 4.43), parmi lesquelles les plus abondantes sont deux indéterminées, soit *Neanurida* sp. indét. (A.R. % = 47,2 %) et *Entomobryidae* sp. 1 ind. (A.R. % = 14,4 %).

Selon la règle de Sturge, le nombre de classes de constance calculées pour les espèces trouvées dans la serre est de 6 et l'intervalle de 16,67 %.

Pour 6 classes les limites de chacune d'elles ont été déjà présentées précédemment. Il est inutile de les répéter ici.

Pour ce qui concerne la fréquence d'occurrence sur 34 cas, 22 (A.R. % = 64,7 %) appartiennent à la classe de constance rare ($16,67\% < F.O\% \leq 33,34\%$). Mais 9 cas (A.R. % = 26,5 %) font partie de la classe accidentelle ($33,34\% < F.O\% \leq 50\%$). Seulement 2 cas (A.R. % = 5,9 %) des espèces se retrouvent dans la classe de constance accessoire ($50\% < F.O\% \leq 66,67\%$). Et à peine 1 cas (A.R. % = 2,94 %) *Entomobryidae* sp. 1 fait partie de la classe de constance régulière ($66,67\% < F.O\% \leq 83,34\%$).

Tableau 4.44. – Effectifs, richesse totale, abondance relative (AR%) et fréquence d'occurrence (FO%) des insectes piégés dans les assiettes jaunes (serre à pratiques locales n°2) (assiette jaune n° 3)

N°	Especies	I	II	III	IV	Totaux	AR %	Ni	FO %
1	Acari			2	1	3	0,57	2	40
2	Gamasidae		1			1	0,19	1	20
3	Uropodina sp. indét.	15				15	2,87	1	20
4	Aranea sp.			1		1	0,19	1	20
5	Entomobryidae indét.	24	52	16	3	95	18,16	4	80
6	<i>Sminthurus</i> sp. 1	1				1	0,19	1	20
7	<i>Neanuridae</i> sp. indét.	3	11			14	2,68	2	40
8	Thysanoptera sp.				4	4	0,76	1	20
9	<i>Ophthalmicus</i> sp.	1				1	0,19	1	
10	<i>Plocomerus fracticollis</i>		1			1	0,19	2	20
11	<i>Coryzus</i> sp.		1			1	0,19	1	40
12	Aphidae		3	22	18	43	8,22	3	20
13	<i>Macrosiphum</i> sp. ind.1				4	4	0,76	1	20
14	<i>Macrosiphum</i> sp. ind.2				1	1	0,19	1	20
15	<i>Rhaphalosiphum</i> sp.				2	2	0,38	1	20
16	Typhlacybidae	1				1	0,19	1	20

17	<i>Amara</i> sp.		2			2	0,38	1	20
18	<i>Trechus</i> sp.		2			2	0,38	1	20
19	<i>Harpalus</i> sp.	4	3			7	1,34	2	40
20	Staphylinidaesp. ind.1	12	31	9	1	53	10,13	4	80
21	<i>Oxytulus</i> sp.	1	1	5		7	1,34	3	60
22	<i>Paederus</i> sp.	1				1	0,19	1	20
23	<i>Philonthus</i> sp.				1	1	0,19	1	20
24	<i>Anisophia</i> sp.				1	1	0,19	1	20
25	<i>Anthicus floralis</i>		1			1	0,19	1	20
26	Carpophilidae sp. indét	1				1	0,19	1	20
27	Cantharidae sp. indét.			1	1	2	0,38	2	40
28	<i>Cryptohypnus pulchellus</i>				1	1	0,19	1	20
29	<i>Brachyderes</i> sp.	3	1			4	0,76	2	40
30	<i>Centorrhynchus</i> sp.				1	1	0,19	1	20
31	<i>Sitona</i> sp.		4			4	0,76	1	20
32	<i>Drilus</i> sp.		1			1	0,19	1	20
33	<i>Hypera</i> sp.	1				1	0,19	1	20
34	Cynipidae sp. 1		1			1	0,19	1	20
35	Cynipidaesp. 2		1			1	0,19	1	20
36	<i>Pheidole pallidula</i>		1			1	0,19	1	20
37	<i>Tetramorium biskrense</i>	1				1	0,19	1	20
38	<i>Tuta absoluta</i>	1	1	5	4	11	2,10	4	80
39	Nematocera sp. indét.				1	1	0,19	1	20
40	Chironomidae	1				1	0,19	1	20
41	<i>Sciara</i> sp.	25	14	11		50	9,56	3	60
42	Cecidomyidae sp. ind.	1	1		1	3	0,57	3	60
43	<i>Bradysia</i> sp. indét.				7	7	1,34	1	20
44	<i>Psychoda phalaenoides</i>				1	1	0,19	1	20
45	<i>Phlebotomus</i> sp.	3				3	0,57	1	20
46	<i>Sciapus</i> sp.			1	6	7	1,34	2	40
47	<i>Drapetis</i> sp.				1	1	0,19	1	20
48	<i>Miastor</i> sp.	1				1	0,19	1	20
49	Phoridae				3	3	0,57	1	20
50	<i>Neodohmiphora</i> sp. indét.		2	1		3	0,57	2	40
51	Ephydridae sp. indét.				1	1	0,19	1	20
52	Scathophagidaesp.ind.				4	4	0,76	1	20
53	Chloropidaesp. indét.				3	3	0,57	1	20
54	Opomyzidae sp. indét.	10		60	32	102	19,50	3	60
55	<i>Leptocera curvineris</i>	1		1	24	26	4,97	3	60
56	<i>Lispa</i> sp.		13			13	2,49	1	20
	56 espèces	112	149	135	127	523	100,00		

La capture dans les pièges jaunes n° 3 mis dans la serre à pratiques locales n° 2, a permis de récupérer 56 espèces (Tab. 4.44) dont les plus abondantes, sont Opomyzidae sp. indét. (A.R. % = 19,5 %) et l'espèce indéterminée Entomobrydae indét. (A.R. % = 18,2 %).

Selon la règle de Sturge, le nombre de classes de constance calculées pour les espèces trouvées dans la serre protégée par le filet Insect-Proof est de 7 et l'intervalle de 14,29 %. De même les limites de chacune des 7 classes de constance ont été déjà présentées à la suite des tableaux précédents.

Il est à souligner que sur 56 cas, 40 espèces (A.R. % = 71,4 %) appartiennent à la classe de constance rare ($14,29\% < F.O\% \leq 28,58\%$). Mais 8 cas (A.R. % = 14,3 %) font partie de la classe de constance très accidentelle ($28,58\% < F.O\% \leq 42,87\%$). Seulement 5 espèces (A.R. % = 10 %) sont accessoires ($57,16\% < F.O\% \leq 71,45\%$). A peine 3 d'entre elles (A.R. % = 5,4 %) se retrouvent dans la classe régulière ($71,45\% < F.O\% \leq 85,74\%$).

4.9. - Résultats des analyses microbiologiques des fèces de *Tuta absoluta* récoltées dans les feuilles et des fruits

Les résultats des analyses microbiologiques des douze excréments de *Tuta absoluta* sont regroupés dans le tableau 4.45 et dans la figure 4.50.

Les résultats des analyses microbiologiques des douze excréments de *Tuta absoluta* rassemblés dans le tableau 4.45 montrent que la valeur logarithmique de la flore mésophile aérobie totale (FMAT) est importante soit de l'ordre de 12,97. FMAT est un indicateur microbiologique qui permet d'évaluer la charge bactérienne initiale globale dans un échantillon.

D'après les présents résultats, le nombre de coliformes totaux varie entre 7,44 et 11,59 Log UFC/mL. La flore dominante, constituée par les coliformes totaux, est essentiellement représentée par les coliformes fécaux dont le nombre varie entre 6,37 et 10,30 Log UFC/mL.

La présence de ces derniers témoigne d'une mauvaise hygiène générale et signifie une contamination d'origine fécale.

La méthode de colimétrie utilisée dans la présente étude a permis de réaliser un test présomptif (présence de coliformes totaux) et un test confirmatif (présence de

coliformes fécaux). Les coliformes fécaux se distinguent des coliformes totaux par leur température de prolifération qui est de 44°C. La recherche et le dénombrement des coliformes totaux est d'un intérêt moindre pour déceler une contamination fécale sûre. Lors de la recherche et le dénombrement des coliformes fécaux à 44°C., leur présence signifie l'existence quasi-certaine de germes fécaux.

L'indice de contamination fécale permet de distinguer aussi les streptocoques fécaux avec une valeur logarithmique qui varie entre 4,44 et 7,58 Log UFC/ml. La présence des levures et des moisissures est souvent décelable dans les excréments, essentiellement en surface, et s'explique par l'acidité (pH égal à 3) et par un taux d'humidité élevé. Les levures et les moisissures sont représentées principalement par l'espèce *Aspergillus niger* avec une valeur logarithmique qui varie entre 4,66 et 7,24 Log UFC/mL. Leur nombre varie entre 5,17 et 11,42 Log UFC/mL. Il est à noter aussi la présence de germes telluriques et ubiquistes soit *Clostridium* sulfito-réducteur dont le nombre fluctue entre 4,26 et 7,88 Log. Il est important de signaler que cette espèce devient pathogène lorsqu'elle pénètre accidentellement dans l'organisme par voie cutanée ou intestinale et y produit sa toxine, ce qui va ensuite altérer les fonctions de défense de l'organisme. Parmi les *Clostridium* sulfito-réducteurs, il est distingué l'espèce *Clostridium perfringens*.

Tableau 4.45 - Analyse bactériologique des six excréments de *Tuta absoluta* (en Log du nombre des UFC/mL)

N°	FMAT	C. totaux	C. fécaux	St. fécaux	Levures et moisissures	<i>A. niger</i>	<i>Cl. sulfito-réducteur</i>	<i>Cl. perfringens</i>
Excrém.1	10,7	9,75	8,19	4,44	8,33	5,56	6,28	3,61
Excrém. 2	12,24	10,2	9,33	5,41	7,67	4,91	6,25	4,54
Excrém.3	11,67	10,18	8,47	5,12	8,64	5,59	7,88	4,73
Excrém.4	11,68	9,57	8,46	6,38	5,27	4,66	6,79	4,88
Excrém.5	12,53	9,16	8,77	7,58	5,51	5,54	4,61	3,66
Excrém. 6	12,97	11,59	10,3	4,32	10,69	6,68	4,26	4,16
Excrém. 7	9,25	7,44	6,37	4,66	11,42	6,23	4,65	4,52
Excrém. 8	11,2	9,8	8,34	6,3	12,7	5,5	6,56	3,91
Excrém.9	12,63	10,33	9,64	6,7	5,44	4,8	5,6	5,07
Excrém.10	11,33	8,7	7,69	6,6	8,25	5,9	6,6	4,68
Excrém.11	12,13	10,57	9,41	4,8	5,17	7,24	5,33	4,83
Excrém.12	10,56	8,62	7,48	7,4	5,6	7,22	6,66	4,77

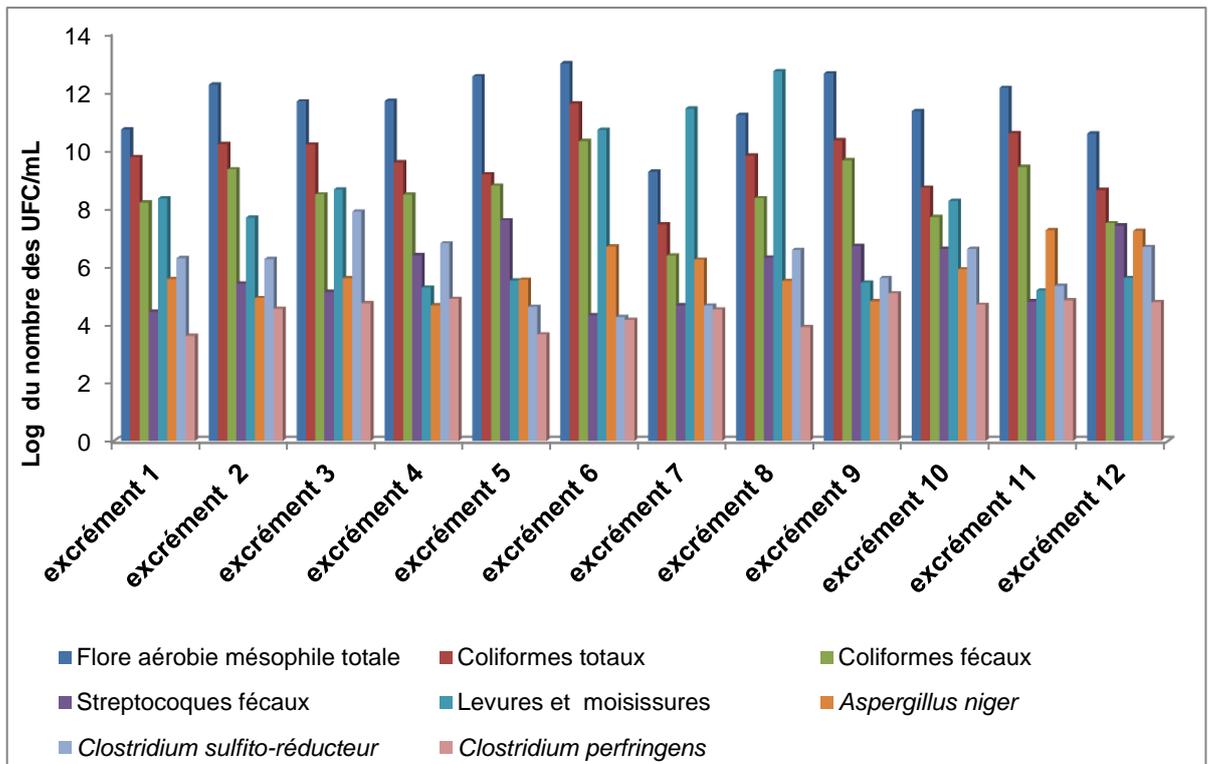


Figure 4.50 - Résultats de la flore microbienne dans les excréments de *Tuta absoluta*

4.10. - Extraction de l'huile essentielle du clou de girofle

Tout d'abord, les boutons floraux de girofliers sont réduits en poudre. Cette opération faciliterait l'extraction des huiles essentielles par l'augmentation de la surface d'échange entre la matière végétale et le milieu liquide, ce qui améliore la vitesse d'extraction des huiles essentielles et par conséquent le rendement de l'opération de distillation.

La méthode d'extraction est une opération importante qu'il faut mener avec soin.

La densité du clou de girofle (entre **1,042 à 1,063**) et celle de l'eau sont très voisines. Cela explique l'absence de deux phases différentes après la distillation.

Le distillat obtenu est donc une émulsion de gouttelettes en suspension.

L'intérêt de l'addition du chlorure de sodium (le relargage) peut être expliqué.

Dans la phase aqueuse, il y a un peu d'huile essentielle dissoute; en effet la solubilité de l'huile essentielle dans l'eau, bien que faible, n'est pas nulle. L'ajout de chlorure de sodium dans le distillat diminue la solubilité de l'huile essentielle

dans l'eau sachant que la solubilité de l'huile essentielle dans l'eau salée est très faible. Il en résulte que l'huile essentielle dissoute dans l'eau rejoint les gouttelettes d'huile essentielle en suspension. Le chlorure de sodium a donc rejeté ou relargué l'huile essentielle dissoute dans l'eau vers les gouttelettes du distillat.

4.10.1. Détermination du rendement

En général, le rendement en huile essentielle est faible pour la majorité des plantes. Le clou de girofle présente une exception et le tableau 4.46 montre les résultats obtenus durant la présente expérimentation.

Tableau 4.46 - Rendement de l'huile essentielle extraite

Rendement en huile essentielle étudiée	Garnero (1996) [154]
13,88%	16-18%

Le rendement en huile essentielle extraite est de 13,9 %. Le rendement de l'huile essentielle extraite est acceptable et peut être rentable à l'échelle industrielle. De plus, les composés majoritaires de cette huile présentent plusieurs activités biologiques intéressantes.

Il est à retenir que la variation du rendement d'extraction (des huiles essentielles en générale) pourrait être attribuée à l'origine géographique de la plante, à la technique d'extraction, aux facteurs climatiques, mais également à la période de cueillette de la matière végétale et la partie de la plante étudiée.

4.10.2. Résultats des analyses organoleptiques

Les résultats des propriétés organoleptiques de l'huile essentielle du clou de girofle extraite sont présentés dans le tableau 4.47.

Les caractéristiques organoleptiques de l'huile essentielle du clou de girofle extraite sont semblables à celles décrites dans la bibliographie, avec un aspect limpide et légèrement visqueux, une couleur jaune pâle (Figure 4.51) et une odeur très caractéristique épicée brûlante rappelant celle de l'eugénol. Cela nous confirme la bonne qualité organoleptique de notre huile essentielle.

Tableau 4.47 -Caractéristiques organoleptiques de l'huile essentielle de clou de girofle

Caractéristiques organoleptiques	Huile essentielle de clou de girofle étudié
Aspect	Liquide limpide, légèrement visqueux
Couleur	jaune pâle
Odeur	caractéristique épicée brûlante rappelant celle de l'eugénol

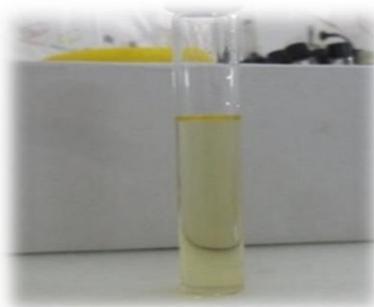


Fig. 4.51 - Illustration de la couleur de l'huile essentielle du clou de girofle obtenue (photographie originale)

Autrefois, la caractérisation organoleptique était la seule indication permettant d'évaluer la valeur d'une huile essentielle (apparence, couleur, odeur; goût....). Comme ces propriétés ne donnent qu'une information très limitée il semble nécessaire de faire appel à d'autres techniques de caractérisation plus précises, telle que la détermination des indices physico-chimiques.

4.10.3. - Résultats des propriétés physico-chimiques de l'huile essentielle du clou de girofle

La qualité d'une huile essentielle et sa valeur commerciale sont définies par des normes admises et portant sur les indices physico-chimiques caractéristiques.

4.10.3.1. - Indices physique

Les résultats obtenus sont représentés dans le tableau 4.48.

Tableau 4.48 -Caractéristiques physiques de l'huile essentielle de clou de girofle

Caractères physique	l'huile essentielle de clou de girofle	Norme [137]
Densité relative	1,046	1,030 -1,063
Indice de réfraction	1,531	1,528 -1,537

➤ **Densité relative**

La densité d'une huile essentielle constitue un critère important pour évaluer la qualité dans différents domaines (cosmétique, pharmacie, agroalimentaire, chimique. Elle peut facilement donner un aperçu sur la naturalité du produit ainsi que les tentatives de fraudes et d'adultération.

La densité relative dans la présente expérience est comprise dans l'intervalle de la norme préconisée par la pharmacopée européenne. Elle est de 1,046 très proche de celle de l'eau (1). Cela confirme l'hydrolat trouble dont les gouttelettes d'huile sont en émulsion avec l'eau.

En se référant au tableau 4.49, il est à remarquer que cette huile essentielle contient des produits de la série aromatique qui sont néanmoins importants sur le plan qualitatif et quantitatif chez le girofle.

Tableau 4.49 - Différenciation de la densité en fonction de la composition des huiles essentielles

Densité	$D < 0,9$	$0,9 < D < 1$	$D > 1$
Huiles essentielles	Riches en terpènes	Huiles essentielles ont une composition complexe	Elles contiennent toujours des produits de la série aromatique, des sulfures, des nitrites.

➤ L'indice de réfraction

L'indice de réfraction c'est le rapport entre la célérité de la lumière dans le vide et la célérité de la lumière dans le milieu considéré. Ce rapport indique la capacité des huiles essentielles à réfléchir la lumière. La valeur de l'indice de réfraction de notre échantillon correspond aux normes de la pharmacopée européenne (1,531) plus grand que celui de l'eau qui est de l'ordre de (1,333). L'indice de réfraction renseigne sur la qualité de l'huile végétale et il varie avec la teneur en monoterpènes et en dérivés oxygénés. Une forte teneur en monoterpènes donnerait un indice élevé. Ces valeurs de l'indice de réfraction permettent de mettre en évidence la richesse du clou de girofle en composés, et dévient la lumière polarisée.

L'indice de réfraction est aussi un paramètre qui renseigne sur la pureté d'une huile essentielle. La valeur de l'indice de réfraction trouvée informe sur la pureté de l'huile essentielle du clou de girofle.

L'indice de réfraction est utilisé pour l'identification et comme critère de pureté des huiles essentielles et de composés liquides divers. Chaque substance a son indice de réfraction spécifique. Plus l'indice de réfraction d'un produit est près de la valeur attendue, plus sa pureté est grande. Cette pureté est définie dans des intervalles considérés comme acceptables.

4.10.3.2. - Indices chimiques

Les résultats des indices chimiques obtenus sont représentés dans le tableau 4.50.

Tableau 4.50 - Caractéristiques chimiques de l'huile essentielle du clou de girofle

	l'huile essentielle de clou de girofle	Norme [137]
Indice d'acide	1,12	0,5 à 2
Indice d'ester	49,37	-
Indice de saponification	50,49	-
pH	5,71	5 à 6,7

➤ **Indice d'acide**

Cet indice permet de donner une appréciation sur le taux d'acides gras libres. Plus sa valeur est faible (< 2), meilleure sera la qualité de l'huile essentielle. Car un taux élevé d'acides gras libres dans une huile pourrait provenir d'une hydrolyse ou d'une oxydation des esters par des actions enzymatiques. Ces réactions aboutissent à la libération d'acides pouvant affecter l'aspect qualitatif de l'huile.

D'après le résultat obtenu, il est à constater que la valeur de l' I_A de l'huile essentielle du clou de girofle est très faible, comprise dans l'intervalle de norme préconisée par la pharmacopée européenne. Elle est de 1,12. Ceci qui montre la bonne qualité de l'huile essentielle extraite et les parfaites conditions de stockage effectuées.

➤ **Indice d'ester**

L'indice d'ester est le nombre en milligramme d'hydroxyde de potassium nécessaire à la neutralisation des acides libérés par l'hydrolyse des esters contenus dans un gramme d'huile essentielle et qui caractérisent l'odeur des huiles essentielles. D'après le résultat de l'indice d'ester obtenu (49,37), il est à noter qu'il est très élevé, ce qui explique l'intensité de l'odeur de cette huile essentielle

➤ **Indice de saponification**

L'indice de saponification rend compte de la longueur des chaînes hydrocarbonées des acides gras. Il caractérise le poids moyen de la matière grasse auquel il est inversement proportionnel (plus le poids moléculaire est élevé plus l'indice de saponification est faible). D'après les résultats obtenus, il est à remarquer que l'huile essentielle de clou de girofle a un indice de saponification élevé (50,49). Étant donné que la valeur de l'indice de saponification est largement supérieure à celle de l'indice d'acide, la différence entre ces valeurs (IS- I_A) indique la présence d'une forte proportion en acide gras combinés sous forme de triglycérides.

➤ **pH**

Le pH est un paramètre déterminant l'aptitude à la conservation des aliments, il constitue l'un des principaux obstacles que la flore microbienne doit franchir pour

assurer sa prolifération, alors plus l'acidité est élevée, meilleure sera la qualité sanitaire de l'huile.

L'huile essentielle extraite détient d'un pH légèrement acide compris dans l'intervalle de norme préconisée par la pharmacopée européenne il est de l'ordre de 5,71.

4.10.3.3. - Résultats de l'analyse de l'huile essentielle du clou de girofle par spectrométrie Infrarouge

L'infrarouge est une méthode spectroscopique simple à mettre en œuvre et qui permet de connaître les différents groupements fonctionnels présents dans une molécule comme les aldéhydes, les cétones et les phénols. Pour chaque longueur d'ondes, comprise entre 4000 et 500 cm^{-1} , il y a irradiation de l'échantillon. Lorsque cette énergie est absorbée, cela se traduit concrètement par une bande d'absorption sur le spectre infrarouge. Physiquement, les liaisons ont bougé selon un mode de vibrations particulier (élongation ou déformation). Le spectre infrarouge obtenu pour l'huile essentielle du clou de girofle est présenté par la figure 4.52.

Le spectre IR est composé de bandes d'absorption qui vont être utilisées pour déterminer la structure de la molécule étudiée ou du mélange à identifier. Les bandes d'absorption dans le moyen infrarouge (MIR) (600 - 4000 cm^{-1}) résultent des modes de vibration, ceux-ci, pouvant être attribués à des groupements fonctionnels fondamentaux.

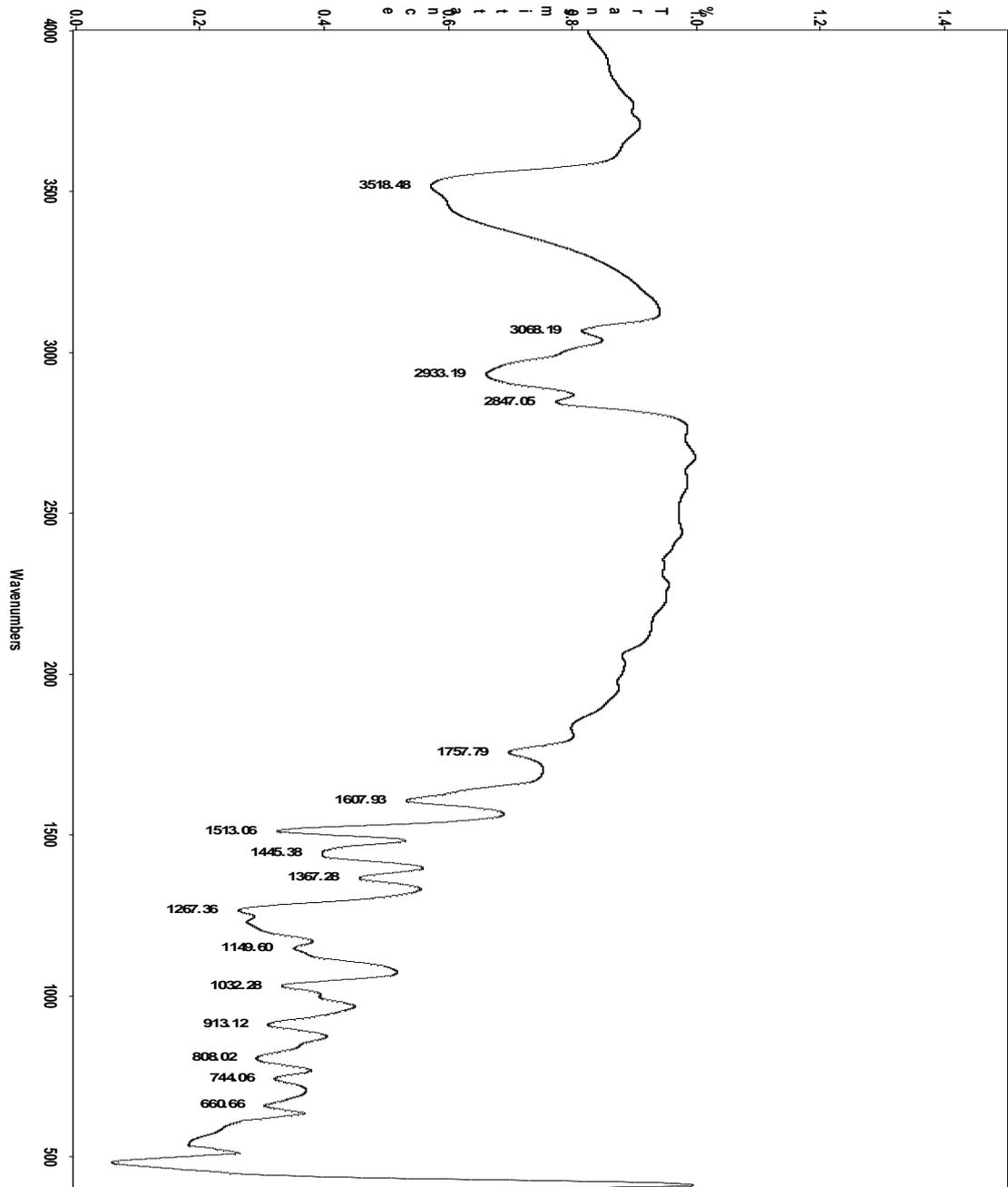


Figure 4.52 - Spectre obtenue par spectroscopie infrarouge de l'huile essentielle du clou de girofle

L'interprétation des spectres est empirique et consiste le plus souvent, en la comparaison des résultats obtenus avec ceux de la bibliographie. Elle est basée principalement sur l'analyse des spectres IR des molécules isolées.

L'analyse du spectre IR de l'huile essentielle du clou de girofle (*Syzygium aromaticum*) permet de distinguer un pic intense relatif à l'élongation de la liaison

O-H située à $3518,48 \text{ cm}^{-1}$ qui est observé -d'après les tables d'interprétation des spectres IR présentée en appendice III spécifique pour les phénols.

- Le pic situé à $3068,19 \text{ cm}^{-1}$ sur le spectre IR indique l'élongation de la liaison =C-H (aromatiques) parfois noyée dans l'enveloppe des élongations C-H des aliphatiques.

- Dans le spectre IR, il existe des élongations symétriques et asymétriques des liaisons C-H aliphatiques à $2933,19 \text{ cm}^{-1}$ le plus souvent indiscernables et noyées dans une seule enveloppe.

- Le pic situé à $2847,05 \text{ cm}^{-1}$ exprime l'élongation =C-H des aldéhydes noyée dans l'enveloppe des élongations C-H mais parfois très distincte comme dans le cas des aldéhydes benzéniques peu substituées par des chaînes alkyles, de même, le pic situé à $1757,9 \text{ cm}^{-1}$ indique l'élongation C=O très intense des acides carboxylique.

- Les pics situées à $1267,36 \text{ cm}^{-1}$, $1149,60 \text{ cm}^{-1}$ et à $1032,28 \text{ cm}^{-1}$ sont spécifiques à l'élongation =C-O, des phénols et des éthers aromatiques.

- A $913,12 \text{ cm}^{-1}$ un pic caractéristique à la déformation des noyaux aromatiques porteurs d'un seul hydrogène entouré de deux groupements substituants le noyau aromatique, de même, à $808,02 \text{ cm}^{-1}$, pic propre à la déformation caractéristique des noyaux aromatiques porteurs de 3 hydrogènes adjacents sur le noyau aromatique.

- Le pic situé à $744,06 \text{ cm}^{-1}$ spécifique à une bande d'intensité moyenne quand il y a plus de 4 méthylènes $-\text{CH}_2-$ liés.

L'intensité de la bande dépend de la concentration, mais aussi de la nature et de la polarité de la liaison. De même, de nombreux facteurs externes ou internes à la molécule ont une influence sur la fréquence de vibration: taille et électronégativité des atomes environnants, liaisons hydrogène, effet stérique, conformation. Ces effets doivent être considérés comme un avantage, car ils permettent une plus grande sélectivité et donc facilitent l'identification spectrale.

A lecture des interprétations du spectre IR, nous pouvons dire qu'il y a une abondance des liaisons O-H spécifiques aux phénols, à l'élongation =C-O des phénols, d'autres pics caractéristiques des liaisons aromatiques, et même de déformation des noyaux aromatique. Cela nous confirme l'abondance des phénols à noyau aromatique spécifiques aux composés majeurs de l'huile essentielle du clou de girofle qui sont l'eugénol et l'eugényle acétate.

4.11. Résultats de l'étude d'activité antimicrobienne de l'huile essentielle du clou de girofle

4.11.1. Résultats d'aromatogramme ou méthode de diffusion des disques

Pour l'évaluation de l'activité antimicrobienne des huiles essentielles, la technique utilisée est celle de l'aromatogramme, identique à celle de l'antibiogramme pour les antibiotiques. C'est une méthode de mesure *in vitro* du pouvoir antimicrobien des huiles essentielles. Le diamètre du halo d'inhibition entourant les disques est mesuré à l'aide d'un pied à coulisse. Chaque halo, une zone claire, nommée aussi zone d'inhibition de la croissance microbienne, montre la destruction des germes et donne une indication précise sur l'activité antimicrobienne de l'huile utilisée. Les résultats des mesures sont regroupés dans le tableau 4.51 et illustrés par la figure 4.53.

Une classification des huiles essentielles en rapport avec leur spectre d'activité antimicrobienne peut être établie en fonction de l'importance du halo d'inhibition.

Une échelle de mesure de l'activité antimicrobienne des huiles essentielles fut émise en ordonnant les diamètres des zones d'inhibition de la croissance microbienne en 04 classes :

- Fortement inhibitrice lorsque: $d \geq 28$ mm de la zone d'inhibition ;
- Modérément inhibitrice lorsque: $28 \text{ mm} > d > 16$ mm de la zone d'inhibition ;
- Légèrement inhibitrice lorsque: $16 \text{ mm} > d > 10$ mm de la zone d'inhibition ;
- Non inhibitrice lorsque: $d < 10$ mm de la zone d'inhibition.

Tableau 4.51 -Diamètre des zones d'inhibitions de l'huile essentielle de clou de girofle (mm) pour les micro-organismes testés.

Micro-organismes	Diamètre de la zone d'inhibition « Zi » (moyenne en mm)
<i>Bacillus thuringiensis</i>	23
<i>Proteus vulgaris</i>	19
<i>Staphylococcus aureus</i> ATCC 49775	22,5
<i>Escherichia coli</i>	22
<i>Pseudomonas aeruginosa</i> ATCC 27853	22
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	21
<i>Beauveria bassiana</i> ATCC 74040	15
<i>Candida albicans</i>	30,5
<i>Penicilium</i> sp.	43
<i>Metarhizium anisopliae</i> ATCC 20500	10

Les résultats obtenus par l'aromatogramme des mesures des diamètres d'inhibition, et en se référant à cette échelle, montrent que l'huile essentielle du clou de girofle (*Syzygium aromaticum*) a une activité modérément inhibitrice vis-à-vis tous les micro-organismes étudiés. Des diamètres plus ou moins élevés avec une légère différence sont enregistrés pour les bactéries à Gram + (*Bacillus thuringiensis* et *Staphylococcus aureus* ATCC 49775). Cela peut être expliqué par l'absence de la membrane externe qui rend les bactéries Gram + naturellement moins résistants que les bactéries à Gram – qui en possèdent une. Pour les huiles essentielles, certains articles rapportent une activité bactériostatique d'une manière générale meilleure sur les Gram +.

Les souches fongiques dans notre étude semblent être plus sensibles à l'huile essentielle du clou de girofle 30,5 mm pour *Candida albicans* et la plus forte inhibition (43 mm) a été marquée pour *Penicilium* sp, à l'exception *Beauveria bassiana* ATCC 74040 a marqué la plus faible zone d'inhibition et cela semble être satisfaisant dans le sens où on considère qu'elle est bénéfique pour la lutte biologique.

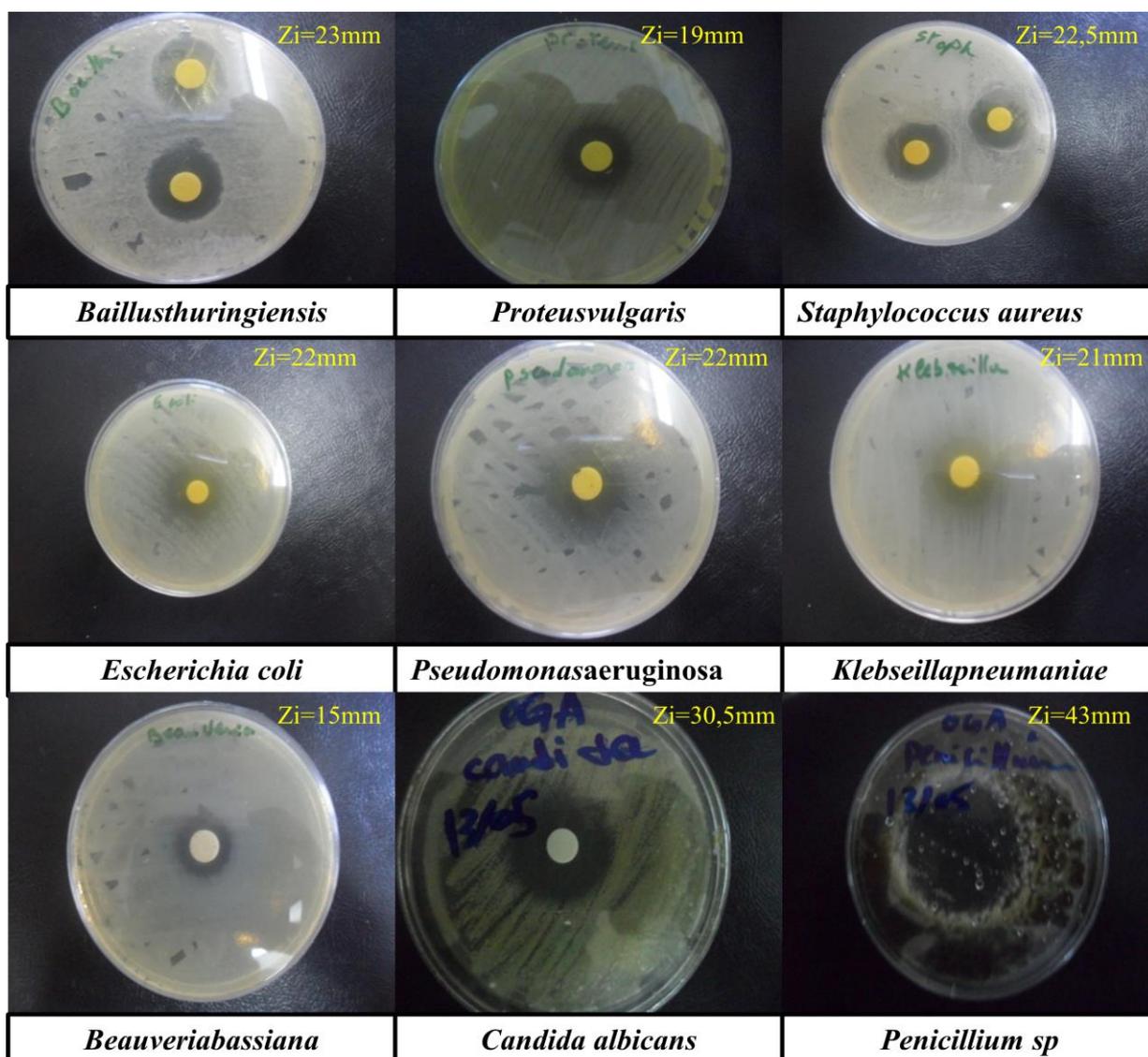


Figure 4.53 - Illustration des zones d'inhibitions observés pour les souches étudiées (photographies originales)

L'activité antimicrobienne de l'huile essentielle serait liée à la nature de ses constituants majoritaires, de ce fait, la force de l'action antifongique de l'huile essentielle de clou de girofle est due aux composés phénoliques, tel que l'eugénol, qui semble être exercé sur la membrane cellulaire. L'eugénol a montré un large spectre d'activité contre une variété de levure pathogènes et mycètes filamenteux, y compris des mycètes résistante au fluconazole.

Néanmoins, il est raisonnable de supposer que même pour l'activité antibactérienne de cette huile peut être relié à la présence d'une concentration élevée (85,3 %) d'eugénol. L'eugénol s'est avéré le constituant actif d'huile essentielle de clou de girofle.

4.11.2. Résultats de comparaison d'aromatogramme avec l'antibiogramme

Dans la dernière décennie il y a également eu un intérêt accru dans les huiles essentielles et leur activité antimicrobienne due à la diffusion de la résistance antibiotique. Depuis la découverte de la pénicilline par Alexander Fleming en 1929, beaucoup de nouvelles classes des antibiotiques sont devenues disponibles pour le traitement d'infections bactériennes, mais en raison de l'utilisation excessive et souvent inutile des antibiotiques chez l'homme et des animaux, la résistance bactérienne a été maintenant rapportée contre chaque antibiotique actuellement disponible.

C'est pour cela nous avons testés les bactéries étudiés sur une gamme d'antibiotique pour pouvoir comparer les résultats avec ceux obtenus pour l'huile essentielle du clou de girofle (tableau 4.52 et figure 4.54).

Tableau 4.52 -Diamètre des zones d'inhibitions des antibiotiques (mm) pour les micro-organismes testés (antibiogramme).

Antibiotique (ATB) Bactéries	STR	VA ₃₀	CD ₂	NO ₃₀	OX ₁	FA	C30
<i>Bacillus thuringiensis</i> ATCC 33679	27	23	R	26	24	24	-
<i>Proteus vulgaris</i>	28	R	R	12	R	R	-
<i>Staphylococcus aureus</i> ATCC 49775	29	R	R	19	R	R	-
<i>Escherichia coli</i>	22	R	R	29	R	R	-
<i>pseudomonas aeruginosa</i> ATCC 27853	21	R	R	22	R	R	29
<i>klebsiella pneumonia</i>	22	R	R	9	R	R	19

R: résistante, (-): pas de résultat, STR: streptomycine, VA₃₀vancomycine 30 µg, CD₂:clindamycine 2 µg, NO₃₀: Nitroxoline 30 µg, OX₁: Oxacilline 1 µg, FA: acide fusidique, C30: chloramphénicol 30 µg

- La majorité des bactéries sont résistantes au minimum à 4 sur 6 antibiotiques (ATB) utilisés, sauf dans le cas de *Bacillus thuringiensis* qui est sensible aux antibiotiques testés (excepte la clindamycine CD₂). cela peut être expliqué par la résistance naturelle développée par les bactéries pathogènes en raison d'utilisation excessive des antibiotiques.

- Malgré que la streptomycine STR soit l'antibiotique qui présente le fort pouvoir inhibiteur pour toutes les bactéries, (diamètre entre 21-29 mm), notre huile essentielle étudiée semble avoir un effet aussi élevé pour la majorité des bactéries (diamètre entre 19-23 mm) et classé modérément inhibitrice.
- En comparant la Nitroxoline (NO₃₀) avec l'huile essentielle de clou de girofle, ce dernier donne un résultat satisfaisant dans l'inhibition de *Proteus vulgaris* (d= 19 mm contre 12 mm) et *Staphylococcus aureus* ATCC 49775 (d = 22,5 mm contre 19 mm), et *Klebsella pneumoniae* (d = 21 mm contre 9 mm).
- Toutes les bactéries pathogènes étudiées sont résistantes à la Vancomycine (Va₃₀), la Clindamycine (CD₂), l'Oxacilline (OX₁), et l'acide fucidique (FA), cela nous confirme l'intérêt d'utiliser les huiles essentielles comme alternatif des antibiotiques.

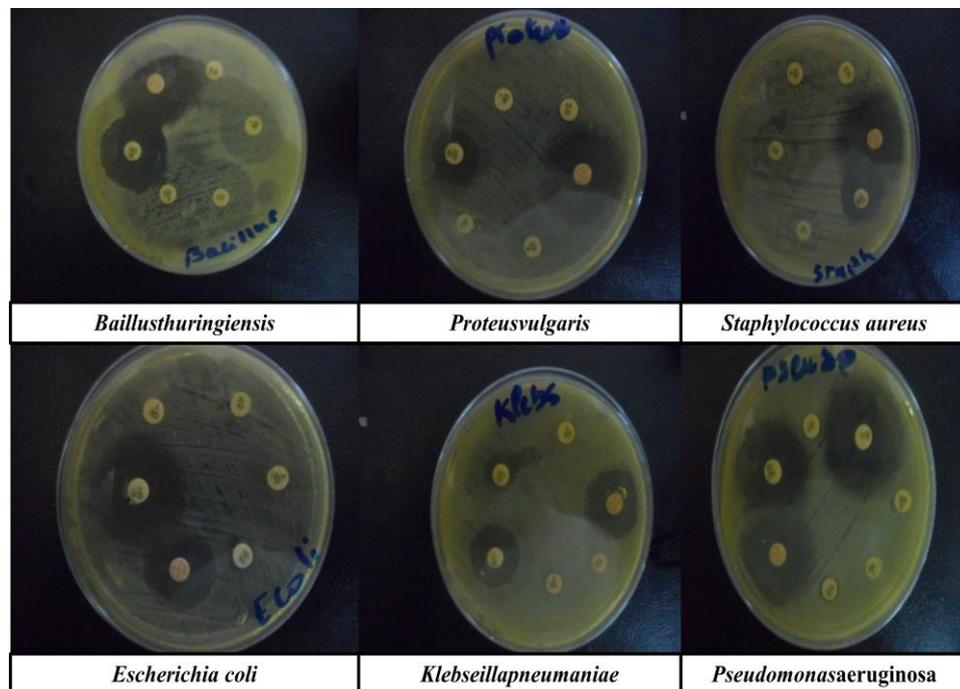


Figure 4.54 -Illustration des zones d'inhibition d'antibiogramme (photographie originale)

En général les huiles essentielles empêchent la multiplication, la sporulation et la synthèse des toxines des bactéries. Sur les levures, elles agissent sur la biomasse et la production du pseudomycélium. Sur les moisissures, elles inhibent la germination des spores, l'élongation du mycélium et la toxicogénèse.

4.11.3. Résultats des concentrations minimales inhibitrices CMI de l'huile essentielle du clou de girofle sur les microorganismes testés

Le test qui indique les concentrations minimales inhibitrices (CMI) de l'huile essentielle de clou de girofle a été appliqué sur toutes les souches étudiées parce qu'elles présentaient toutes une sensibilité envers cette huile essentielle. Les résultats obtenus sont présentés dans le tableau 4.53.

Tableau 4.53 -Les Concentration minimale inhibitrice CMI (%) de l'huile essentielle du clou de girofle pour les microorganismes testés

Micro-organismes	Concentration minimale inhibitrice CMI (%)
<i>Bacillus thuringiensis</i>	0,06
<i>Proteus vulgaris</i>	<0,03
<i>Staphylococcus aureus</i> ATCC 49775	<0,03
<i>Escherichia coli</i>	<0,03
<i>Pseudomonas aeruginosa</i> ATCC 27853	<0,03
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	<0,03
<i>Beauveria bassiana</i> ATCC 74040	<0,015
<i>Candida albicans</i>	<0,015
<i>Penicilium</i> sp.	<0,015
<i>Metarhizium anisopliae</i> ATCC 20500	<0,015

La concentration minimale inhibitrice (CMI) est la dernière ou la plus faible concentration d'huile essentielle qui peut inhiber visiblement la croissance d'un microorganisme après 24 h d'incubation pour les bactéries et 48 h pour les levures.

Seulement dans la boîte qui contient une concentration de 0,03% l'huile essentielle pour la bactérie *Bacillus thuringiensis* nous avons marqué une poussée bactérienne, cela nous indique que la CMI est de 0,06%. (Fig. 4.55)

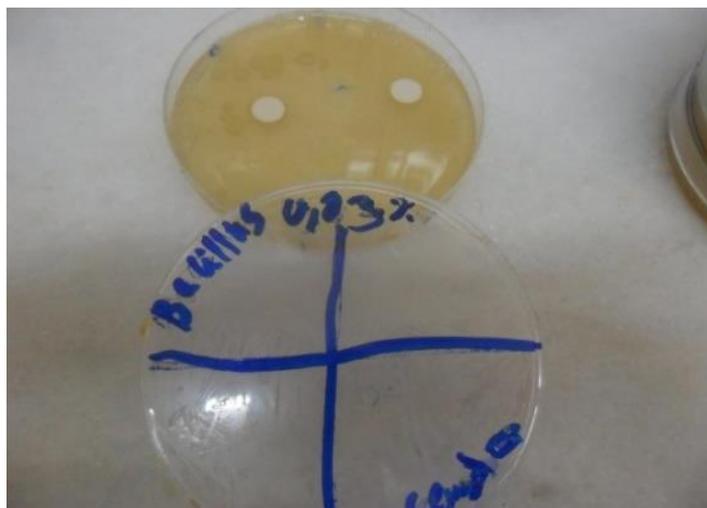


Figure 4.55 - Lacroissance de *Bacillus thuringiensis* en présence de l'huile essentielle à raison de 0,03% (photographie originale)

Dans les boites des autres bactéries et dans toutes les concentrations nous avons marqué une absence totale de croissance bactérienne ce qui veut dire que la CMI est inférieur à la concentration la plus faible utilisé, dans notre cas est 0,03% de l'huile essentielle.

Pour les champignons, nous avons ajoutée une autre dilution d'huile essentielle (0,015%), et malgré ça nous avons marqués aussi une absence totale de croissance cela veut dire que la CMI est inférieure à 0,015%.

4.11.4. Résultats des Concentration minimale bactéricide CMB et fongicide CMF de l'huile essentielle du clou de girofle pour les micro-organismes testés

La concentration minimale bactéricide (CMB) et fongicide (CMF) a été déterminé en déplaçant les disques dont les concentrations ne présentent de cultures visibles dans des nouvelles boites Pétri contenant le milieu de culture qui convient (MH pour les bactéries et SAB pour les levures), après un temps d'incubation (24h pour les bactéries, 5j pour les champignons), la CMB (CMF) est la plus faible concentration où il n'ya pas de croissance bactérienne (fongique). Les résultats obtenus sont présentés dans le tableau 4.54 et illustrés par la figure 4.56:

Tableau 4.54 - Les Concentrations minimales bactéricides CMB et fongicides CMF (%) d'huile essentielle du clou de girofle pour les micro-organismes testés

Micro-organismes	Concentration minimale bactéricide CMB et fongicide CMF (%)
<i>Bacillus thuringiensis</i>	>2
<i>Proteus vulgaris</i>	<0,03
<i>Staphylococcus aureus</i> ATCC 49775	2
<i>Escherichia coli</i>	<0,03
<i>Pseudomonas aeruginosa</i> ATCC 27853	0,06
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	<0,03
<i>Beauveria bassiana</i> ATCC 74040	<0,015
<i>Candida albicans</i>	<0,015
<i>Penicillium</i> sp.	<0,015
<i>Metarhizium anisopliae</i> ATCC 20500	<0,015

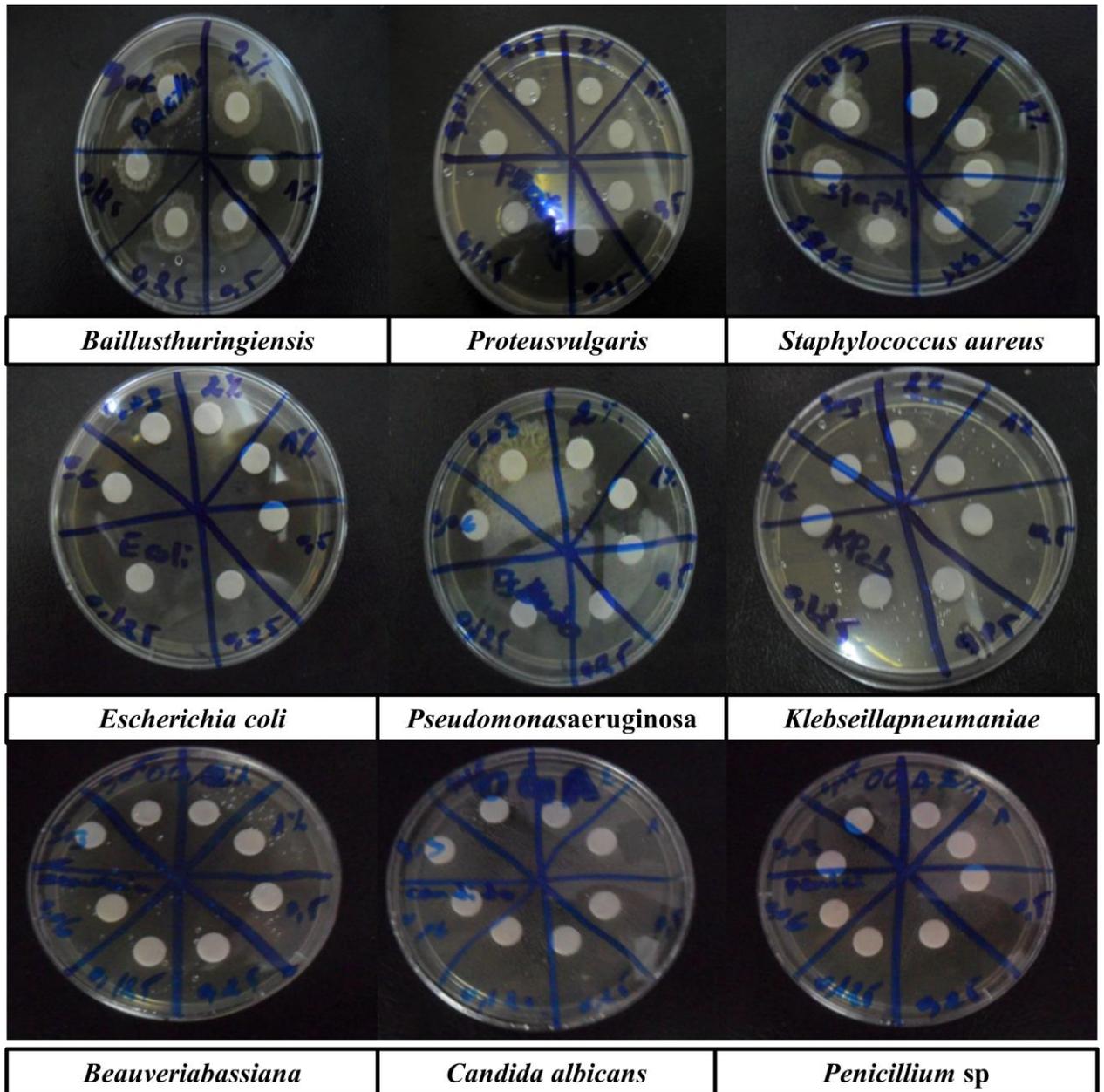


Figure 4.56 - Illustration des CMB et CMF (photographies originales)

La croissance de *Bacillus thuringiensis* a été observé dans toutes les concentrations ce qui veut dire que l'huile essentielle de clou de girofle a pu inhiber la bactérie à 0,06% mais aucune concentration n'a pu exercer un effet bactéricide sur cette dernière la CMB est alors supérieur à 2%.

Nous pouvons aussi observer la croissance de *Staphylococcus aureus* ATCC 49775 dans tous les disques sauf celui de 2% qui est la CMB, cette dernière est très supérieur à la CMI qui veut dire que l'huile essentielle de clou de girofle a inhibé la croissance de cette bactérie à une concentration très faible (<0,03%) mais elle ne

présente pas d'effet bactéricide que lorsque le pourcentage de l'huile essentielle est de l'ordre de 2%.

En parallèle dans les boîtes des bactéries *Escherichia coli*, *Proteus vulgaris*, *Klebsiella pneumoniae* nous n'avons enregistré aucune poussée, la CMB est alors < 0,03%. Dans ce cas, nous pouvons dire que l'huile essentielle de clou de girofle a un effet très puissant sur ces trois bactéries à Gram – à de très petites concentrations. Cela nous contredire en ce qui concerne le Gram + qui nous semble plus sensible à l'action de l'huile essentielle, alors le pouvoir antibactérien de cette huile n'a pas de rapport direct avec le Gram des bactéries il peut être due à d'autres facteurs liées à la souche elles même ou l'action qu'a exercé l'huile essentielle du clou de girofle.

4.12. Etude de la sensibilité des larves de *Tuta absoluta* aux huiles essentielles seul et en association avec les micro-organismes

Les résultats de l'étude de la sensibilité des larves de *Tuta absoluta* L1 via-à-vis des huiles essentielles seules, des microorganismes seuls ou en association sont regroupés au niveau des figures 4.57, 4.58, 4.59 et 4.60 et des tableaux 4.55, 4.56, 4.57 et 4.58.

Tableau 4.55 -Effet larvicide de *Beauveria bassiana* ATCC 74040 seule et en association

Durée d'incubation (jour) Combinaison	% de Mortalité des larves						
	1	2	3	4	5	6	7
I1= 10 ⁸ spores /mL	0	5	17	40	66	95	100
I2= 10 ⁷ spores /mL	0	0	4	12	35	65	81
I3= 10 ⁶ spores /mL	0	0	5	10	20	40	60
1 mL HE	0	20	42	50	64	77	83
1 mL HE + I1	0	42	58	73	100	100	100
1 mL HE + I2	0	15	22	48	68	79	100
1 mL HE + I3	0	0	11	27	41	60	68

I1, I2 et I3: *inocula*; HE: huile essentielle

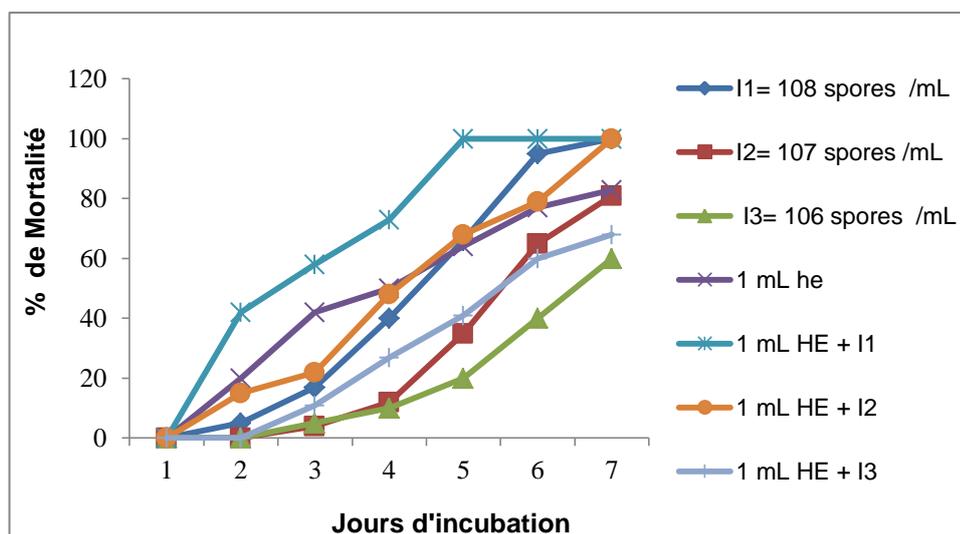


Fig. 4.57 - Mortalité des larves de *T. absoluta* traitées par *Beauveria bassiana* ATCC74040.

L'analyse du tableau 4.55 et de la figure 4.57, nous renseigne sur le taux de mortalité des larves infestées avec différentes doses de *Beauveria bassiana* ATCC74040 soit: I1=10⁸ spores/mL, I2= 10⁷ spores/ mL et I3= 10⁶ spores/ mL. On remarque qu'une infestation avec un inoculum standard égal à I1= 10⁸ spores /mL provoque 100 % de mortalité des individus et ceci au 7^{ème} jour d'incubation, alors que le même pourcentage de mortalité est observé lorsque les larves subissent un traitement constitué de 1 mL d'huile essentielle associé à I1. Cette combinaison a provoqué 100 % de mortalité des individus au 5^{ème} jour d'incubation.

Tableau 4.56 -Effet larvicide de *Bacillus thuringiensis* ATCC 33679 seule et en association

Durée d'incubation (jour)	% de Mortalité des larves						
	1	2	3	4	5	6	7
Combinaison							
I1= 10 ⁸ UFC /mL	0	0	13	23	37	46	68
I2= 10 ⁷ UFC /mL	0	0	0	11	20	30	43
I3= 10 ⁶ UFC /mL	0	0	0	0	14	22	36
1 mL HE	0	20	42	50	64	77	83
1 mL HE + I1	0	19	31	46	61	74	88
1 mL HE + I2	0	0	12	24	37	44	59
1 mL HE + I3	0	0	0	0	13	23	36

UFC: unité formant des colonies

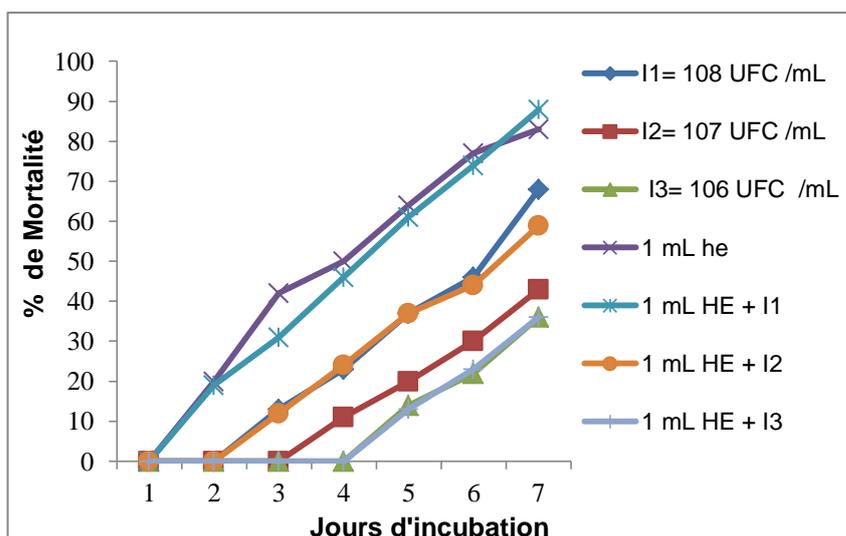


Figure 4.58 -Mortalité des larves de *T. absoluta* traitées par *Bacillus thuringiensis* ATCC 33679

Le tableau 4.56 et la figure 4.58, nous renseignent sur le taux de mortalité des larves infestées avec différentes doses de *Bacillus thuringiensis* ATCC 3367 ATCC74040 soit: I1=10⁸ UFC/mL, I2= 10⁷ UFC/ mL et I3= 10⁶ UFC/ mL. On remarque qu'une infestation avec 1 mL d'huile essentielle associé à I1 a provoqué une mortalité de larves élevée soit à raison de 88% au bout du 7^{ème} jour d'incubation.

Tableau 4.57 -Effet larvicide d'*Arthrospira platensis* (spiruline Dtam) seule et en association

Durée d'incubation (jour) Combinaison	% de Mortalité des larves (<i>Arthrospira platensis</i>)						
	1	2	3	4	5	6	7
I1= 10 ⁸ UFC /mL	0	3	12	30	45	78	95
I2= 10 ⁷ UFC /mL	0	0	9	16	36	56	73
I3= 10 ⁶ UFC /mL	0	0	0	17	31	48	68
1 mL HE	0	20	42	50	64	77	83
1 mL HE + I1	0	38	41	56	79	90	100
1 mL HE + I2	0	5	24	31	51	79	94
1 mL HE + I3	0	0	0	20	41	54	60

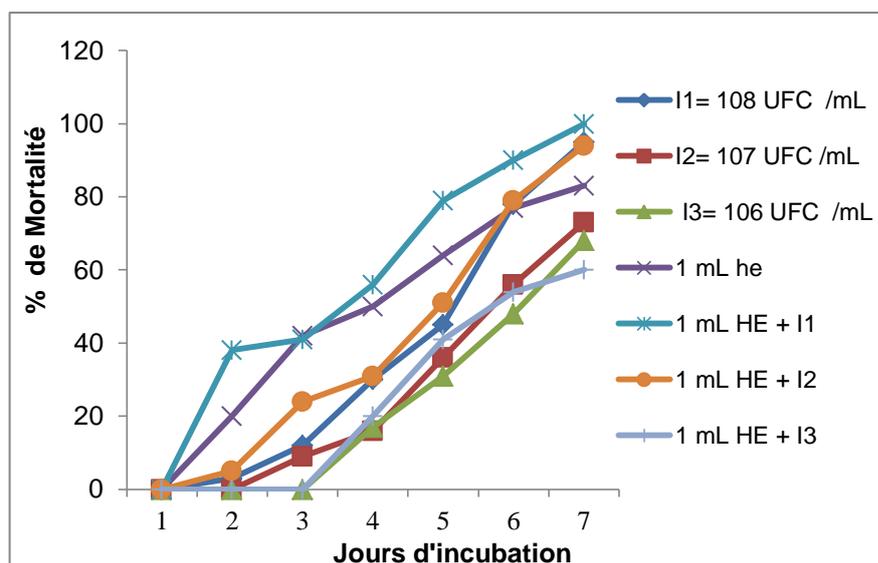


Figure 4.59 -Mortalité des larves de *T. absoluta* traitées par la souche autochtone *Arthrospira platensis* Dtam

Le tableau 4.57 et la figure 4.59, nous renseignent sur le taux de mortalité des larves infestées avec trois *inocula* d'*Arthrospira platensis* Dtam soit: I1=10⁸ UFC/mL, I2= 10⁷ UFC/ mL et I3= 10⁶ UFC/ mL. On remarque qu'une infestation avec 1 mL d'huile essentielle associé à I1 a provoqué une mortalité de larves élevé soit à raison de 100% au bout du 7^{ème} jour d'incubation.

Tableau 4.58 - Effet larvicide de *Metarhizium anisopliae* ATCC 20500 seule et en association

Durée d'incubation (jour)	% de Mortalité des larves						
	1	2	3	4	5	6	7
Combinaison							
I1= 10 ⁸ UFC /mL	0	0	0	12	20	25	30
I2= 10 ⁷ UFC/mL	0	0	0	0	0	15	29
I3= 10 ⁶ UFC/mL	0	0	0	0	0	0	14
1 mL HE	0	20	42	50	64	77	83
1 mL HE + I1	0	9	22	33	47	68	90
1 mL HE + I2	0	0	17	25	45	52	69
1 mL HE + I3	0	0	0	0	13	22	39

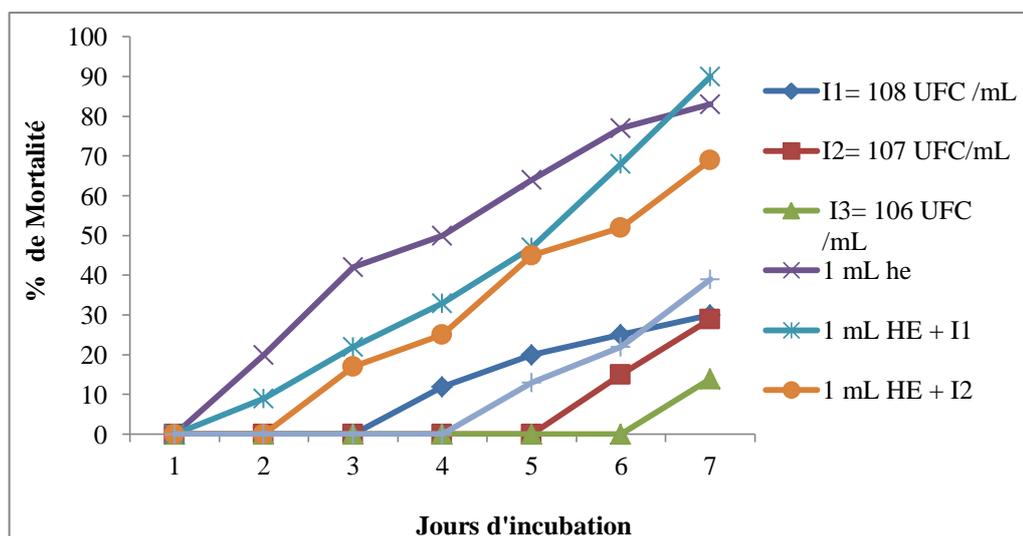


Figure 4.60 -Mortalité des larves de *T. absoluta* traitées par *Metarhizium anisopliae* ATCC 20500

L'analyse du tableau 4.58 et de la figure 4.60, renseigne sur le taux de mortalité des larves infestées par *Metarhizium anisopliae* ATCC 20500: D1 soit: I1=10⁸ UFC/mL, I2= 10⁷ UFC/ mL et I3= 10⁶ UFC/ mL. Il est à remarquer une mortalité maximale des individus à raison de 90 % lorsque les larves sont traitées avec 1 mL d'huile essentielle associé à I1 après le 7^{ème} jour d'incubation.

Les résultats obtenus permettent de conclure que l'isolat analysé a une action pathogène sur les larves de lamineuse de la tomate.

Le tableau 4.59 résume le résultat de l'analyse de la variance concernant la mortalité des larves de *T. absoluta* traitées de différentes manières.

Tableau 4.59 – Détails de l'analyse de la variance de la mortalité des larves de *T. absoluta* traitées de différentes manières

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	4	1880,728	470,182	1,835	0,158
Erreur	22	5638,140	256,279		
Total corrigé	26	7518,868			

La valeur de F calculée étant égale à 0,158 montre qu'il n'existe pas une différence significative entre les modalités des larves de *T. absoluta* traitées par différentes combinaisons avec un intervalle de confiance à 95 %.

Les résultats du re-isolément des micro-organismes entomopathogènes à partir des cadavres de chenilles de *T. absoluta* sont regroupés au niveau des figures 4.61 et 4.62.

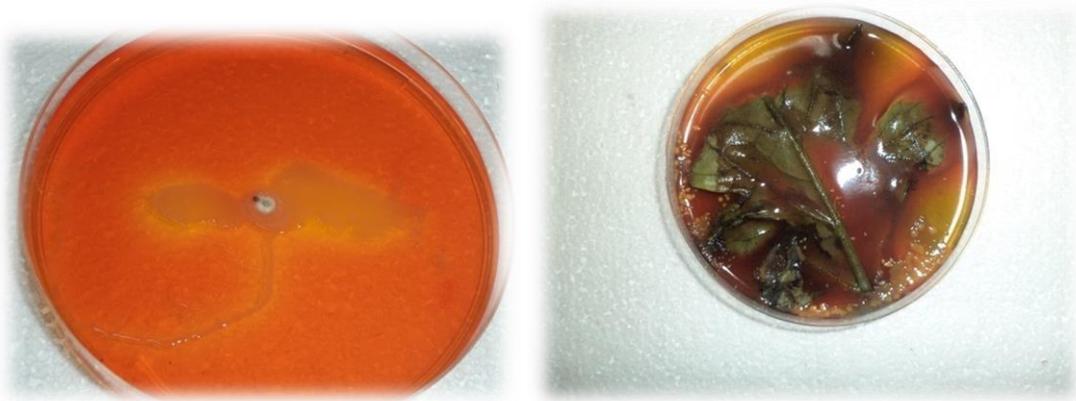


Figure 4.61 - Aspect macroscopique des cadavres des chenilles de *T. absoluta* déposées sur gélose



Figure 4.62 - Aspect macroscopique des colonies de micro-organismes entomopathogènes isolés à partir des cadavres de *T. absoluta*

4.13 - Etude de la relation de la symptomatologie (nombre des mines) et l'évolution de la qualité biochimique (valeur nutritionnelle) de la tomate.

4.13.1. - Relation entre le nombre des mines au niveau des feuilles de la tomate et la teneur en pigments

Selon les résultats obtenus, il est à constater que la teneur en chlorophylle augmente en fonction du temps indiquant une activité photosynthétique importante (accentuation de la couleur verte) (Tab. 4.54; Fig. 4.63). La chlorophylle a, est le pigment le plus représenté avec un taux de 6,87 mg/L suivi du type b avec 3,35 mg/L et en fin la chlorophylle c, une valeur de 2,93. Pour les caroténoïdes, leur taux atteint un maximum de 4,22 mg/L vers la fin du cycle de la tomate soit à 4 mois. D'après les présents résultats il y a une relation étroite entre le nombre des mines au niveau des feuilles de la tomate et la teneur en pigments. La mesure des pigments permet d'expliquer l'augmentation du nombre des mines.

Tableau 4.60 - Relation entre le nombre des mines au niveau des feuilles de la tomate et la teneur en pigments

Teneur en pigments (en mg/L)	1 mois	2 mois	3mois	4 mois
Chlorophylle a	3,55	4,85	5,69	6,87
Chlorophylle b	1,30	1,62	2,17	3,35
Chlorophylle c	1,23	1,51	1,85	2,93
Caroténoïdes	1,25	2,96	3,25	4,22
Nombre des mines	2	4	5	7

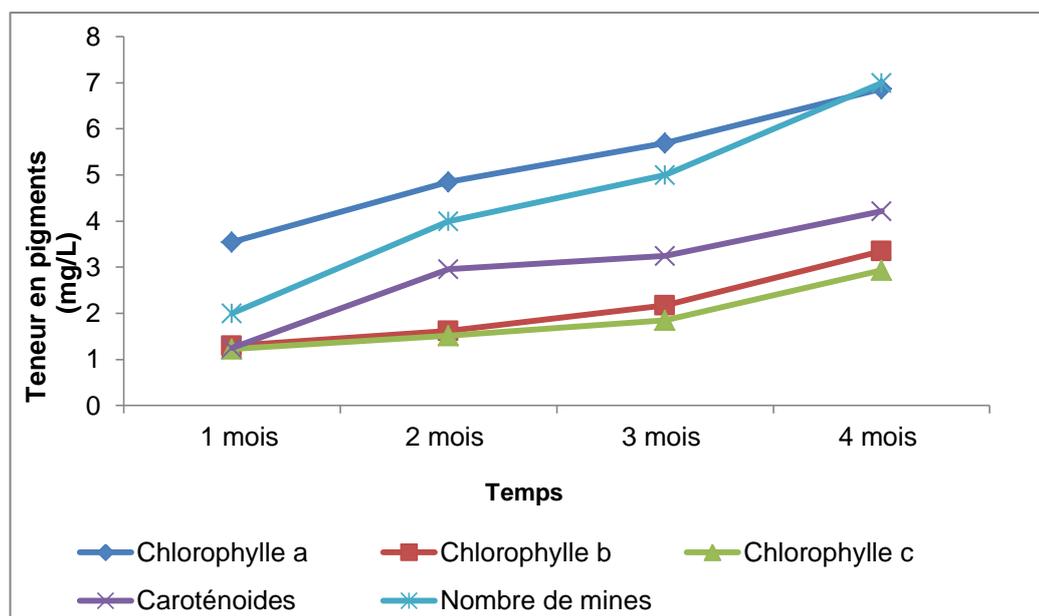


Figure 4.63 – Relation entre la teneur en pigments et le nombre de mines dans les feuilles de la tomate

4.13.2. La relation entre le nombre des mines au niveau des feuilles de la tomate et la teneur en protéines

Les résultats de la relation entre le nombre des mines au niveau des feuilles de la tomate et la teneur en protéines sont exprimés au niveau du tableau 4.61:

Tableau 4.61 – Corrélation entre le nombre des mines au niveau des feuilles de la tomate et la teneur en protéines

	1 mois	2 mois	3mois	4 mois
Protéines (g)	3,9	5,32	8,54	10
Nombre des mines	2	4	5	7

En utilisant la méthode de dosage Bradford suivant laquelle un complexe coloré est obtenu (réactif Bradford – protéine), les résultats indiquent que la tomate étudiée est composée de 7 mg de protéines par gramme de matière sèche après 4 mois de croissance.

CHAPITRE V. – DISCUSSION

Les discussions portent d'abord sur les taux d'infestation dans la serre protégée par le filet Insect-Proof et dans celle ne bénéficiant pas de ce dispositif de protection, ensuite sur le zéro de développement, sur les différents types de pièges, sur l'exploitation des espèces associées piégées dans les pots Barber et dans les assiettes jaunes. Cette partie se termine avec l'examen des résultats obtenus sur l'extraction des huiles essentielles et sur leur effet larvicide.

5.1. – Discussion sur les taux d'infestation des populations de *T. absoluta* dans les serres d'étude

La comparaison entre les infestations dans la serre munie d'Insect-Proof et celles de la serre à pratiques locales montre l'efficacité de ce filet puisque les attaques par *Tuta absoluta* sont toujours plus élevées dans la serre à pratiques locales. La valeur de l'infestation la plus élevée est égale à 79,9 % enregistrée dans la serre à pratiques locales contre seulement 58,5 % dans la serre Insect-Proof. Les taux d'infestation notés dans la présente étude apparaissent plus élevés que ceux signalés par ailleurs[155] qui mentionnent au Brésil des pourcentages d'infestations compris entre 3,5 et 45 % pour les feuilles et entre 8 % et 32 % pour les tomates sous serre. Cette différence apparente est inhérente au fait que la méthodologie suivie diffère. De même les valeurs obtenues dans la présente étude demeurent élevées par rapport à d'autres travaux qui enregistrent des taux compris entre 15 et 32 % dans la serre munie d'un filet Insect-Proof[45]. L'analyse de la variance montre une différence très hautement significative entre le taux d'infestation dans la serre munie d'Insect-Proof et celui obtenu dans la serre à pratiques locales ($F = 79,32$; $ddl = 10$; $p < 0,0001$). Le test de corrélation de Pearson entre la température sous-serre (Insect-Proof) et le taux d'infestation confirme la corrélation significative ($r = 0,54$; $p < 0,01$) entre la température sous-serre (Insect-Proof) et le taux d'infestation. Selon la valeur du coefficient de corrélation, il existe également une corrélation significative ($r = 0,50$; $p < 0,02$) entre la température sous serre (à pratiques locales) et le taux d'infestation. D'autres auteurs n'ont pas réalisé ces tests sur leurs résultats[45]. Les infestations par *Tuta absoluta* sont toujours plus élevées dans la serre à pratiques locales

avec un taux de 71,7 % contre 56,7 % dans la serre protégée par le filet Insect-Proof (différence très hautement significative) [57] [156]. Il existe une corrélation significative ($r = 0,54$; $p < 0,01$) entre la température sous serre (Insect-Proof) et le taux d'infestation et entre la température sous-serre à pratiques locales et les taux d'infestations. La comparaison entre les nombres des papillons capturés d'une part dans le piège delta placé dans la serre à pratiques locales et ceux interceptés dans le même type de piège en plein champ à Fouka Marine montre des valeurs très différentes puisque 9.201 mâles sont capturés en plein champ contre seulement 5.180 individus sous serre (il n'existe pas une différence significative)[157][158].

5.2. – Détermination du zéro de développement de *Tuta absoluta*

Le zéro de développement de *Tuta absoluta* calculé par rapport aux différentes températures étudiées est de 9,2°C. Ce résultat est comparable à celui trouvé par d'autres auteurs qui enregistrent un zéro de développement égal à 9,8°C. [159].

Des chercheurs font état d'un zéro de développement de 6,9°C. Par rapport aux conditions de la présente étude, la température limite pour le développement larvaire fluctue entre 6,0 et 6,3 °C (moy. = $6,17 \pm 0,15^\circ\text{C}$), valeur un peu plus basse que celle signalée par deux autres auteurs soit 7,6°C. [31] et $7,6 \pm 0,1$ °C. [160].

Le zéro de développement global est égal à $8,1 \pm 0,2$ °C. Les larves de la mineuse de la tomate peuvent se maintenir en vie durant plusieurs semaines à 4 °C. La période printanière est favorable au développement du ravageur. Ainsi, la durée du cycle est de 29 jours à 22 °C et de 18 jours à 31°C. La fécondité varie entre 40 et 110 œufs. A 25°C., sa valeur est la plus élevée avec une moyenne variant entre $110,4 \pm 8,1$ et $229,3 \pm 15,4$ œufs par femelle. Ces deux particularités concernant la vitesse de développement due à un zéro de développement bas et une fécondité élevée permettent à *Tuta absoluta* de se multiplier rapidement et de faire de cette espèce un ravageur redoutable[161].

5.3. – Discussion sur les différents types de pièges utilisés contre *Tuta absoluta*

Les captures par les pièges Delta placés à l'entrée de la serre munie d'un filet Insect Proof montre l'existence de 8 générations pendant la période allant du 1 décembre 2012 au 26 mai 2013. La première génération est enregistrée du 20 décembre 2012 au 7 janvier 2013, et la huitième du 19 au 26 mai 2013, génération partielle.

Cette valeur trouvée est proche de celle avancée par dans la bibliographie[162] qui ont obtenu 8 générations potentielles pour la région de Dar el Beida. Dans le même contexte, ce nombre est estimé entre 7 et 8 générations par an[29]. D'autres auteurs[163] attirent l'attention sur le fait que le nombre de générations dépend des conditions thermiques. Bien plus, notamment en Colombie en zone sub-équatoriale[160] et ailleurs[164], [165], il est fait état de nombres plus élevés, soit 10 à 12 générations par an. Selon les conditions climatiques, la mineuse de la tomate peut boucler 12 générations par an[28].

Le nombre d'adultes de *Tuta absoluta* capturés par les pièges Delta placés dans la serre des pratiques locales est plus important que celui trouvé dans la serre munie d'Insect Proof. Les valeurs les plus élevées sont notées du 28 avril au 6 mai 2013 avec 492 individus. Par contre dans la serre munie de filet Insect Proof le nombre maximum enregistré est de 328 individus capturés durant la période allant du 22 au 29 avril 2013. La valeur de F calculée étant égale à 0,012 montre qu'il existe une différence significative entre le taux d'infestation dans la serre munie d'Insect-Proof et celui de la serre à pratiques locales avec un intervalle de confiance à 95%. Des auteurs rapportent que les captures de mâles de *T. absoluta* dans les pièges à phéromones durant les stades végétatifs de la tomate sont élevées, atteignant $233,3 \pm 57,1$ mâles par jour. Les captures durant les stades de reproduction sont faibles avec $68,3 \pm 19,3$ mâles par jour[155].

La comparaison du nombre des papillons capturés par le piège Delta entre la serre à pratiques locales et en plein champ à Fouka marine montre des valeurs très différentes puisque 9.281 mâles sont capturés en plein champ contre seulement 5.180 individus sous-serre. Le maximum est enregistré en plein champ du 22 avril au 29 avril 2013 avec 948 individus. A la même période seulement 535 individus sont capturés sous-serre. La valeur de F calculée étant égale à 0,006 montre qu'il n'existe pas une différence significative entre les captures réalisées

dans la serre à pratiques locales et celles faites en plein champ avec un intervalle de confiance à 95 %. A Saint- Martin, le nombre de papillons pris dans les pièges Delta augmente au cours de la saison. En effet, il va de 50 mâles durant la première semaine jusqu'à 210 mâles au cours de la 27^{ème} semaine. En revanche selon ces mêmes auteurs, dans le Bassin d'Avignon, le piégeage est moins important: il n'est que de 4 captures par semaine et de 17 mâles durant la 27^{ème} semaine[166].

L'infestation en termes d'effectifs des mâles piégés grâce à la phéromone, augmente progressivement dans les deux sites d'étude, dans le Littoral à Ténès, depuis le mois de février jusqu'en juin. Selon ces mêmes auteurs le maximum de mâles capturés est enregistré en juin avec le taux de feuilles minées le plus élevé. Effectivement, les infestations par *Tuta absoluta* sont toujours plus élevées dans les serres non protégées (71,7 %) que celles protégées par le filet Insect-Proof (56,7 %)[161].

5.4. –Discussion sur l'exploitation par des indices écologiques de composition des espèces prises dans les pots Barber

La faune associée à *Tuta absoluta* est étudiée grâce aux piégeages avec des pots Barber dans la serre protégée par Insect Proof en janvier 2013. Ceci a permis de recenser 30 espèces. Parmi ces espèces, *Tetramoriumbiskrensis* Formicidae (AR % = 35,3 %) est l'espèce qui apparaît la plus fréquente. Elle est suivie par Entomobryidae sp. indé. (AR % = 21,2 %) et par Neanuridaesp. indé. (AR % = 17,2 %). Les autres espèces sont faiblement à moyennement représentées ($0,2 \% \leq \text{AR \%} \leq 12,1 \%$). Dans cinq stations dans la région littorale de Skikda, parmi les hyménoptères, c'est la fourmi *Aphaenogaster testaceo-pilosa* qui domine avec un taux de 45,3 %[167]. Au sein des coléoptères, *Anthicus floralis* domine avec un taux égal à 1,9 %. Elle est suivie par *Dasytes algirius* (AR. % = 1,6 %). D'après ces mêmes auteurs les effectifs des espèces d'Invertébrés capturées dans les pots Barber placés sous-serre atteignent 1.224 individus appartenant à 93 espèces. Les abondances relatives les plus élevées sont mentionnées pour *Tapinoma nigerrimum* (A.R. % = 33,8 %) et pour *Tetramorium* sp. (A.R. % = 19,9 %). Les autres espèces sont peu présentes; elles affichent des abondances relatives comprises entre ($0,08 \% < \text{A.R. \%} < 3,8 \%$). Au niveau des

serres, dans le périmètre de Moulai Nadjem (Adrar), il est affirmé que *Messor arenarius* (21,9 %) et *Messor capitatus* (13,1 %) sont les plus fréquentes dans les pots Barber[168].

5.5. –Discussion des résultats obtenus par la technique des assiettes jaunes

Le piégeage des arthropodes par la méthode des assiettes jaunes placées sous-serre protégée par le filet a permis la capture de 68 espèces réparties entre différents ordres. Parmi les espèces les plus abondantes il y a Aphidae (A.R. % = 20,9 %). Dans la station de Heuraoua, font état de 1.093 individus appartenant à 127 espèces piégées dans les assiettes jaunes placées sous-serre[159], d'autres auteurs notent une richesse totale à El Alia égale à 74 espèces[169]. Les présents résultats diffèrent de ceux des chercheurs, obtenus à El Alia (El Harrach) et qui signalent 128 espèces prises dans des pièges colorés[170]. Quant à la richesse totale mensuelle signalée dans la forêt d'Ait Aggouacha en Grande Kabylie, elle est comprise entre 17 et 77 espèces [171]. La valeur de la richesse moyenne notée dans la présente étude est plus élevée que celle rapportée dans une référence bibliographique[172] égale à 10,9 espèces, obtenue à Staouéli. Il est à rappeler que dans le présent travail, l'attention s'est portée sur la présence d'une punaise prédatrice des œufs et des chenilles de la mineuse de la tomate, soit *Nesidiocoris tenuis*. En fait un total de 10 de ces punaises sont recensées dans les serres d'étude. Il est souligné par ailleurs [173] l'importance de l'impact des prédateurs pour 99,5 % de la mortalité des chenilles de différents stades de *Tuta absoluta*.

D'après certaines études réalisées en Algérie, les résultats de l'inventaire ont montré la présence de trois prédateurs potentiels autochtones contre *T. absoluta* soit *Nesidiocoristenuis* Reuter, *Macrolophuspygmaeus* "caliginosus" Wagner et *Dicyphus errans* Wolff ainsi que six parasitoïdes soit *Necremnus artynes* Walker, *Neochrysocharis* sp., *Sympiesis* sp., *Diglyphusisaea* Walker, Braconidae et Ichneumonidae. *Necremnusartynes* a été le parasitoïde le plus fréquent et le plus abondant [174]. Les moyens utilisés actuellement pour combattre le ravageur dans le Pourtour méditerranéen notamment en Algérie sont le filet insect-Proof, les plaques jaunes engluées, le piégeage par emploi de la phéromone sexuelle et trois biopesticides. Ces derniers sont homologués en Algérie contre *T. absoluta*.

Ce sont le Spinosad "Tracer®" et l'Emamectine benzoate "Proclaim®" qui ont montré la même efficacité [175], [176], soit supérieure à 90 % [177], [161]. Le troisième produit est le "Delfin ®" à base de *Bacillus thuringiensis* Berliner, var. kurstaki, (granulés dispersés dans l'eau) [178].

5.6. –Discussion des résultats obtenus sur l'extraction des huiles essentielles seules et combinées avec les micro-organismes entomo-pathogènes et leur effet larvicide

L'extraction de l'huile essentielle de *Syzygium aromaticum* est faite par hydrodistillation à l'échelle de laboratoire, a donné un rendement satisfaisant.

Les résultats d'analyses microbiologiques ont révélés que l'huile essentielle de clou de girofle (*Syzygium aromaticum*) présente *in vitro* une activité modérément inhibitrice vis-à-vis toutes les bactéries étudiées: *Bacillus thuringiensis*, *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Proteus vulgaris*, *Klebsiella pneumoniae*.

L'extraction est réalisée par hydrodistillation qui est choisie selon plusieurs études dont Burdock (1995) [179] qui a confirmé que l'hydrodistillation est la méthode la plus utilisée pour l'extraction de l'huile essentielle du clou de girofle. D'ailleurs plusieurs auteurs la privilègent pour leurs études [180] [181].

D'après plusieurs auteurs les clous de girofle (boutons floraux séchés) contiennent une teneur exceptionnelle entre 15 à 18 % d'huile volatile parfois jusqu'à 20 % [182] [154], [77]. C'est ce qui est confirmé dans la présente expérimentation avec une légère différence qui est probablement due aux pertes de vapeurs au cours de l'extraction. Par contre, la distillation des griffes donne une huile avec un rendement de 4 à 6 %, et celle des feuilles entre 1 à 3 % [88].

La densité des huiles essentielles est en général inférieure à 1 sauf pour les huiles essentielles de Clou de girofle (*Syzygium aromaticum*), de la Cannelle (*Cinnamomum zeylanicum*) et du saffran (*Saffron albidum*) [183].

Si dans un spectre IR, une large bande se trouve entre 3300 et 3650 cm^{-1} , cela correspond à la présence d'une fonction alcool ou phénol [142].

Une comparaison du spectre obtenu par IR de l'huile essentielle du clou de girofle avec un autre de l'eugénol pur a été effectuée par d'autres auteurs. Ces derniers ont trouvé deux spectres identiques, avec des pics de 3514,3 cm^{-1} pour la liaison

OH, de $3074,7\text{cm}^{-1}$ pour une liaison =C-H aromatique, de $1637,6\text{ cm}^{-1}$ pour C=C oléfinique, de $2972,9, 2937,9, 2841,1\text{ cm}^{-1}$ pour une liaison C-H aliphatique, de $1608, 1513,8, 1459,5$ pour une liaison C=C aromatique, $1432,0\text{ cm}^{-1}$ pour une déformation des -CH₂- aliphatiques, et $1268,8, 1234,2\text{ cm}^{-1}$ pour une élongation du =C-O. En comparant le présent résultat avec cette étude, il est remarqué une très forte ressemblance, ce qui confirme que l'huile essentielle obtenue dans la présente étude contient une très forte teneur en eugénol[184].

Cette méthode d'identification (IR) n'a donné qu'un aperçu général de la composition de cette huile essentielle. Cela induit à proposer en perspectives de faire des analyses qualitatives et quantitatives plus approfondies en moyen de la chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (CG-SM).

Les résultats de la concentration minimale bactéricide CMB et la concentration minimale fongicide CMF montrent un fort effet bactéricide (CMB < 0,03%) (fongicide: CMF < 0,015 %) pour la majorité des souches étudiées à l'exception de *Bacillus thuringiensis* (CMB > 2 %), *Staphylococcus aureus* (CMB = 2 %) et *Pseudomonas aeruginosa* (CMB = 0,06 %).

Le taux de mortalité des larves infestées avec différentes doses de *Beauveria bassiana* ATCC74040 soit: I1= 10^8 spores/mL, I2 = 10^7 spores/ mL et I3= 10^6 spores/ mL. Il est à mentionner qu'une infestation avec un inoculum standard égal à I1= 10^8 spores /mL provoque 100 % de mortalité des individus et ceci au 7^{ème} jour d'incubation, alors que le même pourcentage de mortalité est observé lorsque les larves subissent un traitement constitué de 1 mL d'huile essentielle associé à I1. Cette combinaison a provoqué 100 % de mortalité des individus au 5^{ème} jour d'incubation. Les résultats obtenus sont conformes à ceux observés par plusieurs auteurs [185], [73], [186] et permettent de conclure que les huiles essentielles seules ou combinées avec les micro-organismes entomo-pathogènes présentent un effet larvicide important.

En raison des effets toxico-cinétiques et toxico-dynamiques des insecticides, plusieurs travaux ont été effectués pour la mise au point d'autres moyens de lutte telle que la lutte biologique. Cette dernière nécessite l'utilisation de prédateurs et de parasitoïdes des larves. Mais elle a été testée avec plus ou moins de succès) [72], [173], [187], [188]. Des essais au laboratoire, en plein champ et sous-serre

ont souligné le fait que *Bacillus thuringiensis* est efficace sur les jeunes larves de *T. absoluta* [74].

Des études réalisées sur différents isolats fongiques ont montré que les hyphomycètes comme *Beauveria bassiana*, peuvent être des agents prometteurs pour le contrôle du phytophage éventuellement en combinaison avec des pulvérisations de *Bacillus thuringiensis*[73].

Selon plusieurs auteurs 0,4 % d'huile essentielle de clou de girofle dans 63% de sirop de sucre a pu inactiver après 2 à 7 minutes, *Candida albicans*, *Clostridium perfringens*, *Klebsiella pneumoniae*, *Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa* et *Staphylococcus aureus*. L'effet n'a pas été affecté par l'addition du sérum. Le sucre est supplémentaire il n'a aucun effet; cependant, il stabilise la dispersion de l'huile essentielle[189].

-Pour les souches fongiques, une absence totale de croissance a été observée, la CMF pour tous les champignons étudiés est inférieur à la plus faible concentration utilisée (0,015 %).

D'après une étude citée par Länger et Hochenegg (2010) [189], une inhibition de croissance était bien plus prononcée par l'huile essentielle de clou de girofle pour le genre *Candida* en comparaison avec le nystatin (5000 U/mL).

Des études ont montré que des préparations pures d'huile essentielle du clou de girofle ou mélangée avec l'huile essentielle de romarin (*Rosmarinus officinalis* spp.) sont testées contre *Staphylococcus epidermidis*, *Staphylococcus aureus*, *Bacillus subtilis*, *Escherichia coli*, *Proteus vulgaris* et *Pseudomonas aeruginosa*. Leurs résultats indiquent que des concentrations minimales sont inhibitrices entre 0,062 % et 0,50 %, ce qui confirme que cette huile essentielle a un effet prometteur en tant qu'agents anti-infectieux ou comme conservateur alimentaire[190].

Auparavant, plusieurs huiles essentielles extraites de nombreuses espèces aromatiques appartenant à différentes familles ont été utilisées [191], dans un test d'antibiose contre quatre souches d'*E. coli*. Les plantes concernées sont *Eucalyptus globulus*, *Melaleuca alternifolia*, *Rosmarinus officinalis*, *Mentha piperita*, *Rosa moschata*, *Syzygium aromaticum*, *Citrus limonium*, *Origanum vulgare*, *Pinus silvestris* et *Ocimum basilicum*. Au cours de ce test, les différentes souches d'*Escherichia coli* ont présenté une sensibilité similaire vis-à-vis de l'action des huiles essentielles utilisées; seule l'essence de clous de girofle

(*Syzygium aromaticum*) possède un pouvoir bactéricide et bactériostatique significatif avec une CMI= 0,25 mL/100 mL et une CMB= 0,30 mL/100 mL. Le résultat noté dans la présente étude confirme celui trouvé par d'autres chercheurs [191], quant à l'efficacité de l'huile essentielle de clou de girofle sur la bactérie pathogène *E. coli*.

L'action antimicrobienne des huiles essentielles se déroule en trois phases[90], [192]:

- Il y a une attaque de la paroi bactérienne par l'huile essentielle, ce qui provoque une augmentation de la perméabilité puis la perte des constituants cellulaires.
- Une acidification de l'intérieur de la cellule intervient, bloquant la production de l'énergie cellulaire et la synthèse des composants de structure.
- La destruction du matériel génétique intervient, ce qui conduit à la mort de la bactérie.

Les résultats de l'activité antibactérienne d'huile essentielle de *Syzygium aromaticum* à l'égard de 25 bactéries suggèrent que l'huile essentielle soit également efficace contre les micro-organismes à Gram positif et à Gram négatif[99], [189].

Une comparaison est faite entre les effets bactéricides des huiles essentielles du clou de girofle, du basilic, de l'origan, du gingembre, de la marjolaine et du thym. Ainsi, une méthode de dilution d'agar et une concentration minimale inhibitrice sont employées. Les huiles sont testées contre deux bactéries à Gram positives, *Staphylococcus aureus* et *Listeria monocytogenes* et deux bactéries à Gram négatives, *Salmonella enteritidis* et *Escherichia coli*. L'huile essentielle du clou de girofle a eu l'activité antimicrobienne la plus élevée par rapport à toutes les épices testées[193].

Pour ce qui concerne *Pseudomonas aeruginosa*, une croissance est observée autour du disque de 0,03 %, ce qui signifie que la CMB est de 0,06 %.

Pour les souches fongiques, une absence totale de croissance est observée. La CMF pour tous les champignons étudiés est inférieure à la plus faible concentration utilisée (0,015 %).

Une inhibition de croissance était bien plus prononcée par l'huile essentielle de clou de girofle pour l'espèce de *Candida* en comparaison avec nystatin (un médicament antifongique)(5000 U/mL) [189].

CONCLUSION

D'une manière générale, il est démontré que l'emploi du filet "Insect-Proof" présente l'avantage de réduire le niveau de population de *Tuta absoluta*, ce qui est mis en évidence lors de la comparaison entre les effectifs des mâles piégés. Ceux-ci sont presque deux fois moins nombreux dans la serre protégée avec le filet "Insect-Proof" que dans celle à pratiques locales, c'est-à-dire non protégée et qu'en plein champ. Au cours de cette étude, l'importance de la température sur le cycle du ravageur est primordiale. Le nombre de générations annuelles de *Tuta absoluta* en dépend. Le cultivateur doit en tenir compte dans le cadre d'un programme intégré de lutte contre ce déprédateur. Du fait que le zéro de développement calculé est relativement bas et que les conditions thermiques en termes de degrés-utiles sont très favorables, le nombre de générations par an est trop élevé. Bien entendu, la question se pose pour des recherches à venir visant à réduire ce nombre de générations. La solution peut se retrouver dans la maîtrise de la température optimale au sein de la serre, sinon il faut songer à des variétés de tomate moins exigeantes en chaleur.

L'étude de la faune sympatrique de *Tuta absoluta* est importante. Pour cela plusieurs techniques complémentaires de captures sont nécessaires et ont été utilisées dans le cadre de la présente étude. L'intérêt de ce travail permet de mettre en évidence les différentes catégories d'arthropodes en fonction de leurs relations soit directement avec la mineuse de la tomate en tant que parasitoïdes ou prédateurs, soit en tant qu'espèces potentiellement nuisibles vis-à-vis de la tomate ou des cultures ou soit comme espèces indifférentes mais qui présentent une importance dans la biodiversité.

Il est à rappeler que les exigences de la réglementation algérienne relative à l'hygiène des denrées alimentaire ont été récemment modifiées. Les premiers textes d'envergure impliquent la responsabilisation active des agriculteurs dans la maîtrise des conditions d'hygiène inhérentes aux activités de production. Les industriels sont également concernés lors de la transformation, du conditionnement et de la distribution des produits.

Les analyses microbiologiques des douze excréments de *Tuta absoluta* est une étape expérimentale importante, nécessaire pour vérifier leur impact éventuel sur la sécurité et la salubrité de la tomate. La microflore de ces excréments est

constituée de la flore mésophile aérobie totale (FMAT) qui est un indicateur microbiologique qui permet d'évaluer la charge bactérienne initiale globale dans un échantillon. La flore dominante, constituée par les coliformes totaux, est essentiellement représentée par les coliformes fécaux. La présence de ces dernierstémoigne d'une mauvaise hygiène générale et signifie une contamination d'origine fécale.

L'huile essentielle extraite par hydrodistillation de Clevenger de cette plante, possède des propriétés organoleptiques très appréciées comme agent de saveur dans l'alimentation. Il faut noter que le rendement et la composition chimique des huiles essentielles dépendent de plusieurs facteurs comme l'espèce elle-même, le milieu et la période de récolte, les pratiques culturales et la technique d'extraction. La méthode de diffusion des disques, celle de l'aromatogramme, a permis de mettre en évidence le pouvoir antifongique et antibactérien de l'huile essentielle du clou de girofle vis-à-vis des souches pathogènes et d'altération. Il est mis en évidence les qualités de cette huile essentielle comme son activité inhibitrice de la croissance mycélienne et bactérienne de toutes les souches testées.

L'utilisation des insecticides de synthèse est à l'origine de nombreux cas de résistance chez les insectes. Pour y faire face, le recours à des molécules naturelles, d'intérêt écologique et économique, aux propriétés insecticides, se révèle être une démarche alternative. L'utilisation des extraits de plantes comme insecticide est connue depuis longtemps. Il est montré l'intérêt que présentent les huiles essentielles seules et les microorganismes seuls ou en association dans la lutte anti-larvaire notamment à l'égard des chenilles du premier stade.

PERSPECTIVES

En perspectives, il serait intéressant de réaliser es points suivants:

- purifier l'huile essentielle extraite à partir du clou de girofle,
- optimiser le rendement en huile essentielle de cette espèce botanique,
- faire des analyses qualitatives et quantitatives de l'huile étudiée au moyen de techniques plus appropriées comme la chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (CG/SM) par exemple,
- élargir le criblage du test de l'activité antimicrobienne,
- mettre en valeur l'activité antioxydante de l'huile essentielle,

- compléter ces résultats par d'autres travaux plus approfondis afin d'envisager une meilleure valorisation de cette plante,
- rechercher des variétés de tomates plus résistantes à l'égard de *Tuta absoluta*,
- chercher à mieux maîtriser l'emploi de la phéromone,
- élargir l'étude de l'effet des parasitoïdes et des prédateurs sur les populations de la mineuse de la tomate dans différents étages bioclimatiques.

Appendice I

Matériel d'extraction		
Equipement et appareils	Verrerie et consommables	Réactifs et solutions
<ul style="list-style-type: none"> • Bain Marie ; • Chauffe ballon ; • Supports. 	<ul style="list-style-type: none"> • Ampoule à décanter ; • Ballon à tige ; • Erlenmeyer ; • Flacon en verre teinté ; • Réfrigérant ; • Twills et papier filtre 	<ul style="list-style-type: none"> • Ether di-éthyle ; • Sulfate de sodium Na_2SO_4 ;
Détermination des caractéristiques organoleptiques		
Equipement et appareils	Verrerie et consommables	Réactifs et solutions
	<ul style="list-style-type: none"> • Bécher 	<ul style="list-style-type: none"> • Alcool 90% ; • Saccharose pulvérisé.
Détermination de l'indice de réfraction		
Equipement et appareils	Verrerie et consommables	Réactifs et solutions
<ul style="list-style-type: none"> • Dispositif pour la stabilisation de la température • Réfractomètre : Utiliser un refractomètre classique permettant la lecture directe d'indices de réfraction situés entre 1,300 0 et 1,700 0 avec une précision de $\pm 0,0002$. • Source lumineuse : la lumière du jour ou d'une lampe électrique. 	/	<ul style="list-style-type: none"> • l'eau distillée.
Détermination du pouvoir rotatoire		
Equipement et appareils	Verrerie et consommables	Réactifs et solutions
<ul style="list-style-type: none"> • Polarimètre : de précision au moins égale à $\pm 0,5$ m rad ($\pm 0,03^\circ$). • Source lumineuse : une lampe à vapeur de sodium. • Cuve. 	/	<ul style="list-style-type: none"> • l'eau distillée.

Détermination de la densité relative		
Équipement et appareils	Verrerie et consommables	Réactifs et solutions
<ul style="list-style-type: none"> • Balance analytique ; • Thermomètre. 	<ul style="list-style-type: none"> • Pycnomètre en verre ; 	<ul style="list-style-type: none"> • l'eau distillée.
Détermination de l'acidité		
Équipement et appareils	Verrerie et consommables	Réactifs et solutions
<ul style="list-style-type: none"> • Papier pH • pH mètre 	<ul style="list-style-type: none"> • Bécher 	<ul style="list-style-type: none"> • Etalon ; • L'eau distillée
Détermination de l'indice d'acide		
Équipement et appareils	Verrerie et consommables	Réactifs et solutions
<ul style="list-style-type: none"> • Balance analytique 	<ul style="list-style-type: none"> • Burette graduée • Erlenmeyer de 250 mL • Pipette de capacité 5 mL 	<ul style="list-style-type: none"> • Ethanol 90° ; • Phénolphtaléine (indicateur coloré) ; • Solution éthanolique d'hydroxyde de potassium titrée, $c(\text{KOH})=0,1 \text{ N}$
Détermination de l'indice de saponification		
Équipement et appareils	Verrerie et consommables	Réactifs et solutions
<ul style="list-style-type: none"> • Balance analytique • Dispositif de saponification 	<ul style="list-style-type: none"> • Burette graduée ; • Fioles de 250 ml ; • Pipette de capacité 5 mL ; • Réfrigérants à reflux. 	<ul style="list-style-type: none"> • Ethanol 90° ; • Phénolphtaléine (indicateur coloré) ; • Solution éthanolique d'hydroxyde de potassium titrée, $c(\text{KOH})=0,5 \text{ mol/L}$; • Solution titrée d'acide chlorhydrique, $c(\text{HCl})=0,5 \text{ mol/L}$.

Appendice II Matériel pour le contrôle microbologique

Equipement et appareils	Verrerie et consommables	Réactifs et solutions
<ul style="list-style-type: none"> • Autoclave ; • Bain-Marie ; • Bec benzène ; • Hotte ; • Incubateurs ; • Pinces ; • Poupinel ; • Spectrophotomètre ; • Stérilisateur UV ; • Supports. 	<ul style="list-style-type: none"> • Boîtes de pétri ; • Disques de papier Wattman n°3 ; • Ecouvillons ; • Tubes à essais. • Flacons en verre 	<ul style="list-style-type: none"> • Eau physiologique • Milieux de cultures et de conservations

✚ Gélose Nutritive		✚ ✚ Milieu TSB	
Extrait de viande de bœuf	1g	Eau distillée	1000ml
Extrait de levure	2g	Hydrolysate enzymatique de caséine	17g
Peptone	5g	Peptone de soja	3g
Chlorure de sodium	5g	Chlorure de sodium	5g
Agar	15g	D-Glucose	2,5g
pH= 7,2 à 7,4		Hydrogénophosphate dipotassique	2,5g
		pH= 7,3±0,2	

✚ Agar Mueller Hinton		✚ ✚ Milieu sabouraud	
Eau distillée	1000mL	Eau distillée	1000ml
Infusion de viande de bœuf	02 g	Peptone	10g
Hydrolysate de caséine	17,5g	Glucose	20g
Amidon	1,5g	Agar-agar	15g
Agar	10g	pH=6,3	
pH= 7,4			

Appendice III

**TABLEAU DES ABSORPTIONS CARACTÉRISTIQUES
DES GROUPES FONCTIONNELS**

Classe	cm ⁻¹	Intensité	Assignation
Alcanes			
RH	2850-3000	forte	C-H élongation
	1450-1470	forte	
	1370-1380	forte	CH ₂ et CH ₃ déformations
	720-725	moyenne	
Alcènes			
(a) RCH=CH ₂	3080-3140	moyenne	=C-H élongation
	1800-1860	moyenne	harmoniques
	1645	moyenne	C=C élongation
	990	forte	C-H déformations hors-plan
	910	forte	
(b) R ₂ C=CH ₂	3080-3140	moyenne	=C-H élongation
	1750-1800	moyenne	harmoniques
	1650	moyenne	C=C élongation
(c) <i>cis</i> -RCH=CHR	890	forte	C-H déform. hors-plan
	3020	faible	=C-H élongation
	1660	faible	C=C élongation
(d) <i>trans</i> -RCH=CHR	675-725	moyenne	C-H déform. hors-plan
	3020	faible	=C-H élongation
	1675	faible	C=C élongation
(e) R ₂ C=CHR	970	forte	C-H déform. hors-plan
	3020	faible	=C-H élongation
	1670	faible	C=C élongation
(f) R ₂ C=CR ₂	790-840	forte	C-H déform. hors-plan
	1670	très faible	C=C élongation
Alcynes			
(a) RC≡CH	3300	forte	≡C-H élongation
	2100-2140	moyenne	C≡C élongation
	600-700	forte	C≡C-H déformation
(b) RC≡CR	2190-2260	très faible	C≡C élongation

**TABLEAU DES ABSORPTIONS CARACTÉRISTIQUES
DES GROUPES FONCTIONNELS (suite)**

Classe	cm ⁻¹	Intensité	Assignment
Nitriles			
R-C≡N	2250	faible	C≡N élongation
Halogénures			
(a) R-F	1000-1350	forte	C-F élongation
(b) R-Cl	750-850	forte	C-Cl élongation
(c) R-Br	500-680	forte	C-Br élongation
(d) R-I	200-500	forte	C-I élongation
Éthers			
R-O-R	1070-1150	forte	C-O élongation
Amines			
RNR ₂	3500-3300 (0 bande pour R ₃ N, 1 pour R ₂ NH et 2 pour RNH ₂)	moyenne	N-H élongation
	1350-1000	faible	C-N élongation
	1640-1560 et 800	faible	N-H déformation
Alcools			
(a) RCH ₂ OH	3600	variable	O-H élongation (libre)
	3400	forte	O-H élongation (lié)
	1050	forte	C-O élongation
(b) R ₂ CHOH	3600	variable	O-H élongation (libre)
	3400	forte	O-H élongation (lié)
	1150	forte	C-O élongation
(c) R ₃ COH	3600	variable	O-H élongation (libre)
	3400	forte	O-H élongation (lié)
	1200	forte	C-O élongation
(d) ArOH (phénols)	3600	variable	O-H élongation (libre)
	3400	forte	O-H élongation (lié)
	1200	forte	C-O élongation

**TABLEAU DES ABSORPTIONS CARACTÉRISTIQUES
DES GROUPES FONCTIONNELS (suite)**

Classe	cm ⁻¹	Intensité	Assignation
Aldéhydes			
R-CHO	1725	forte	C=O élongation
	2720-2820	moyenne	C-H élongation
Cétones			
(a) acyclique	1715	forte	C=O élongation
(b) cyclopropanone	1850	forte	C=O élongation
(c) cyclobutanone	1780	forte	C=O élongation
(d) cyclopentanone	1745	forte	C=O élongation
(e) cyclohexanone	1715	forte	C=O élongation
(f) cycloheptanone	1705	forte	C=O élongation
Acides carboxyliques			
R-COOH	3300-2500 (large)	forte	O-H élongation
	1730-1700	forte	C=O élongation
	1320-1210	forte	C-O élongation
Esters			
RCOOR	1735	forte	C=O élongation
	1300-1000	forte	C-O élongation
Amides			
RCONR ₂	3500-3100	forte	N-H élongation (1 bande pour CONH et 2 pour CONH ₂)
	1670-1640	forte	C=O élongation
	1640-1550	moyenne	N-H déformation
Anhydrides			
(RCO) ₂ O	1830-1800 (2 bandes)	forte	C=O élongation
	1300-900	forte	C-O élongation

RÉFÉRENCES

- [1] F.A.O.–“*World crop production statistics*”. Food and Agricultural Organization of United Nations Statistical Database Online Services, (2008).
- [2] D.S.A.–“*Statistiques agricoles*”. Direction des services agricoles, Biskra, (2009).
- [3] Balzan M.V. and Wäckers F.L. –“Flowers to selectively enhance the fitness of a host-feeding parasitoid: Adult feeding by *Tuta absoluta* and its parasitoid *Necremnus artynes*”. *Biological control*, 67: 21 – 31, (2013).
- [4] Barros E.C., Bacci L., Picanco M.C., Martins J. C., Rosado J. F. and Silva G. A. –“Physiological selectivity and activity reduction of insecticides by rainfall to predatory wasps of *Tuta absoluta*”. *Journal of Environmental Science and Health, Part B: Pesticides, Food Contaminants, and Agricultural Wastes*, 50: 45 – 54, (2015).
- [5] Guenaoui Y.- “Nouveau ravageur de la tomate en Algérie. Première observation de *Tuta absoluta*, mineuse de la tomate invasive, dans la région de Mostaganem, au printemps 2008”. *Phytoma -Défense des végétaux*, 617:18 - 19,(2008).
- [6] Inderjit K. and Keating K.L. – “Allelopathy: principales, procedures and promises for biological control”. *Adv Agron*, 67: 141 – 231, (2002).
- [7] Salem S.A. and Abdel-Moniem A.S.H. –“Evaluation of non-traditional approaches for controlling tomato moth, *Tuta absoluta* Meyrick (Lepidoptera, Gelechiidae), a new invasive pest in Egypt”. *Archives of phytopathology and plant protection*, 48: 319 – 326, (2015).
- [8] Negi P.S., Chauhan A.S., Sadia G.A., Rohinishree Y.S. and Rameteke R.S. – “Antioxidant and antimicrobial activity of various seabuckthorn (*Hippophae rhamnoides*) seed extracts”. *Food. Chem.*, 92: 119 – 124, (2005).
- [9] De Raymond, A. B. “Dispositifs d’intermédiation marchande et politique des marchés”. La modernisation du marché des fruits et légumes en France, 1950–1980”. *Sociologie du Travail*, 52, 1-20, (2010).
- [10] Lange W.H. and Bronson L. –“Insect Pests of Tomatoes”. *Annual Review of Entomology* 26: 345 – 371, (1981).

- [11] Allache, F., Houhou, M. A., Osmane, I., Naili, L. et Demnati, F. "Suivi de l'évolution de la population de *Tuta absoluta* Meyrick (Gelichiidae), un nouveau ravageur de la tomate sous serre à Biskra (Sud-Est d'Algérie)". *Entomologie faunistique, Faunistic Entomology*, 65, 149-155, (2012).
- [12] Guedes R.N.C. and Picanço M.C. –"The tomato borer *Tuta absoluta* in South America: pest status, management and insecticide resistance". *EPPO Bulletin*, 42, 2: 211 – 216, (2012).
- [13] Bertin, N. et Gary C. - "Évaluation d'un modèle dynamique de croissance et de développement de la tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill), tomgro, pour différents niveaux d'offre et de demande en assimilats", *Agronomie*, 13, 395 – 405, (1993).
- [14] Calvert A. –"Flower initiation and development in the tomato". *National Agricultural Advisory Service Quarterly Review*, 70: 79-88, (1965).
- [15] Cook P.A. –"Sperm numbers and female fertility in the moth *Plodia interpunctella* (Hübner) (Lepidoptera: Pyralidae)". *J. Insect. Behav.* 12: 767 – 779, (1999).
- [16] Snoussi S.A. – "*Etude de base sur la tomate en Algérie*". Rapport de mission GTFS/ RTEM/ 070/ ITA. Programme régional de gestion intégrée des ravageurs pour le Proche-Orient, 53 p, (2010).
- [17] Ryckewaert P. et Fabre F. –"Lutte intégrée contre les ravageurs des cultures maraîchères à la Réunion, cirad-3p". *Food and Agricultural Research Council*: 99-103, (2001).
- [18] Scott Brown, A. S., Veitch, N. C., Simmonds, M. S. J. –"Leaf Chemistry and Foliage Avoidance by the Thrips *Frankliniella occidentalis* and *Heliethrips haemorrhoidalis* in Glasshouse Collections". *Journal of Chemical Ecology*, 34, 301-310, (March 2011).
- [19] Byrne D. N. and Bellows T. S. –"Whitefly Biology". *Annual Review of Entomology*, 36: 431 – 457, (1990).
- [20] Moriones, E. and Navas-Castillo, J. –"Tomato yellow leaf curl virus, an emerging virus complex causing epidemics worldwide". *Virus Research*, 71, 123–134, (November, 2000).
- [21] Apablaza, J., - "La polilla del tomate y su manejo". *Tattersal*, 79, 12 – 13, (1992).

- [22] Arno, J., Sorribas, R., Prat, M., Montse, M., Pozo, C., Rodriguez, Garreta D., Gomez, A. and Gabarra, R.– “*Tuta absoluta*, a new pest in IPM tomatoes in the northeast of Spain”. *IOBC/ WPRS Bull.*, 49: 203 – 208, (2009).
- [23] Zitter T.A. and Tsai J.H.–“Transmission of three potyviruses by the leafminer *Liriomyza sativae* (Diptera : Agromyzidae)”. *Plant Dis. Rep.*, 61: 1025 – 1029, (1977).
- [24] Ledieu M.S. and Helyer N.L. –“Observations on the economic importance of tomato leaf miner (*Liriomyza bryoniae*) (agromyzidae)”. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 13: 103–109, (1985).
- [25] Wyatt, J.J., et Ledieu, M.S., Stacey, D.L and White, P.F. - "Crop loss due to pests", *Annu. Rep. GCRI. Littlehampton*, 88-93; (1984).
- [26] Johnson M.W., Welter S.C., Toscano N.C., Ting I.P. and Trumble J.T. – “Reduction of tomato leaflet photosynthesis rates by mining activity of *Liriomyzasativae* (Diptera: Agromyzidae)”. *J. Econ. Entomol.* 76: 1061 – 1063, (1983).
- [27] Attwa W. A., Omar N. A., Ebadah I. M. A., Abd El -Wahab T. E., Moawad .S. M. and Hanaa E. S. –“Life Table parameters of the Tomato Leaf Miner, *Tuta absoluta* (Meyrick) and Potato tuber moth *Phthorimaea operculella* Zeller (Lepidoptera: Gelechiidae) on tomato plants in Egypt”. *Agricultural Science Research Journal*, 5, 1: 1- 5, (2015).
- [28] OEPP – “*Tuta absoluta*, fiches informatives sur les organismes de quarantaine”. *Organisation européenne de protection des plantes (OEPP), Paris*, (35), pp. 434 – 435, (2005).
- [29] Vargas H. – “Observaciones sobre la biología y enemigos naturales de la polilla del Tomate (*Gnorimoschema absoluta*) (Meyrick) (Lep. Gelechiidae)”. *Revista Idesia, Depart. agricultura, Universidad del Norte-Arica*, 1: 75 – 110, (1970).
- [30] Barrientos R., Apablaza J., Norero S. and Estay P.P. - “Threshold temperature and thermal constant for development of the South American tomato moth, *Tuta absoluta* (Lepidoptera, Gelechiidae)”. *Ciencia e Investigacion Agraria*, 25: 133 – 137, (1998).
- [31] Estay P. – “Polilla del tomate *Tuta absoluta* (Meyrick) infermativo, la platina”. *Inst. investigacion agro pécuria, centro régio. investig., la Platina*: 1 – 4,(2000).

- [32] Cuthbertson A.G.S., Blackburn L.F., Northing P., Mathers J.J., Luo W. and Walters K.F.A. –“Population Development of *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae) under Simulated UK Glasshouse Conditions”. *Insects*, 4: 185 – 197, (2013).
- [33] Bielza J.M. –“Resistance to insecticides in *Tuta absoluta* (Meyrick)”. *Phytoma España*, 217: 103 – 106, (2010).
- [34] Erdoghan P. and Babaroglu E.N.- “Life Table of the Tomato Leaf Miner, *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae)”. *J. Agri. Fac. of Gaziosmanpasa Univ.*, 2: 80-89, (2014).
- [35] OEPP – “Ravageurs et maladies”. *Organisation européenne de protection des plantes (OEPP), Paris*, 8:1 – 8, (2009).
- [36] Schrader, G., Kehlenbeck, H. and Baufeld, P. –“Pest risk analyses for new or emerging pests”. *Julius-Kühn-Archiv*, 428, 236-237, (2010).
- [37] Urbaneja A., Vercher R., Navarro V., Garcia M.F. y Porcuna J.L. – “La polilla del tomate, *Tuta absoluta*”. *Phytoma, Déf. Vég.*, 194 : 16 – 23, (2007).
- [38] Biurrun R. –“*Tuta absoluta la polilla del tomate*”. Ed. I.T.A. Agrícola, pp. 16 – 18, (2008).
- [39] Ramel J.M. et Oudard E. –“*Tuta absoluta* (Meyrick, 1917): éléments de reconnaissance”. Laboratoire National de Protection des Végétaux L.N.P.V., Avignon, 2 p, (2008).
- [40] El Fadl, A. et Chtaina, N. –“*Etude de base sur la culture de la menthe du Maroc. Programme Régional de lutte intégrée contre les organismes nuisibles (Integrated Pest Management) au Proche Orient, Report*”. Office National de sécurité sanitaire des produits alimentaires Maroc (Onssa), (2010).
- [41] Berkani A. et Badaoui M. - “*La mineuse de la tomate Tuta absoluta Meyrick (Lepidoptera; Gelechiidae)*”. Ed. INRAA, Algérie, 16 p., (2008).
- [42] Urbaneja A., Vercher R., Navarro V., Mari F.G. and Percuna J.L.–“La polilla del tomate, *Tuta absoluta*: Hortícolas”. *Phytoma España*, 194: 16-23, (2011).
- [43] Povolny D. – “Gnorimoschemini of southern South America VI: identification keys checklist of Neotropical taxa and general considerations (Insecta, Lepidoptera, Gelechiidae)”. *Steenstrupia*, 20: 1 – 42, (1994).
- [44] Gonzales, R.H. –“*Insectos y ácaros de importancia agrícola y cuarentenaria en Chile*”. Ograma, Santiago, Chile, 310 p, (1989).

- [45] Ababsia, A. et Doumandji-Mitiche, B. -“Lutte biologique intégrée contre la mineuse de la tomate *Tuta absoluta* (Meyrick, 1917) en Algérie”. *AFPP – Dixième conférence internationale sur les ravageurs en agriculture Montpellier, (22 et 23 octobre 2014)*.
- [46] Sannino L. e Espinosa B.- “*Tuta absoluta*, guida alla conoscenza e recenti acquisizioni per una corretta difesa”. *Edizioni L'Informatore Agrario*, 66, 46: 100-113, (2010).
- [47] Galarza J. – “Laboratory assessment of some solanaceous plants as possible food plants of tomato moth *scrobipalpula absoluta*”. *Journal Idia*, 421-424: 30 – 32, (1984).
- [48] Notz A.P. – “Distribution of eggs and larvae of *Scrobipalpula absoluta* in potato plants”. *Revista Facultad agronomica, Maracay*, 18: 425 – 432, (1992).
- [49] Mallea A.R., Macola G.S., Garcia G., Bahamondes A. and Suarez H. – “*Nicotiana tabacum* var. *virginica*, a new host of *Scrobipalpula absoluta*”. *Revista Facultad ciencias agrarias, Univ. nac. Cuyo*, 18: 13 – 15, (1972).
- [50] Ferguson G. et Shipp L. –“La mineuse de la tomate. Cycle évolutif et strategies de protection des tomates de serre”. *Fiche technique. Minist. agri., aliment. aff. rur., Ontario*: 1-8, (2004).
- [51] Mahdi K. et Doumandji S.–“Research on temperature: limiting factor of development of tomato leaf miner *Tuta absoluta* (Meyrik) (Lepidoptera: Gelechiidae)”. *Internati. Journal agricult. sci. research*, 4 (1): 81 – 88, (2014 a).
- [52] Caffarini P.M., Folcia A.M., Panzardi S. R. y Perez A. – “Incidencia de bajos niveles de daño foliar de *Tuta absoluta* (Meyrick) en tomate”. *Bol. San. Veg. Plagas*, 25: 75 – 78, (1999).
- [53] Mahdi K., Doumandji–Mitiche B.et Doumandji S. – “Les insectes auxiliaires de la culture de tomate à Heuraoua-Algérie”. *3ème Congrès franco-maghrebin Zool. Ichtyol.*, 6 - 10 Novembre 2012, *Hôtel Sémiramis Marrakech*, p. 1, (2012).
- [54] Mahdi K., Ababsia A. et Doumandji A. – “Effet de la température sur le cycle de développement de la mineuse de la tomate *Tuta absoluta* (Meyrik) (Lepidoptera: Gelechiidae) dans l’Algérois”. *Sém. Internati. “Protection des cultures stratégiques en Algérie: Situation et Perspectives d’avenir”*, 28 au 30 mai 2013, *Chlef*, (2013).

- [55] Monserrat D. – “*La pollilla del tomate Tuta absoluta en la region de Murcia. Bases para su control*”. Consejería de agricultura y agua, region de Murcia, 74 p., (2007).
- [56] Mahdi K., Behidj-Benyounes N. et Doumandji S. – “Action des extraits aqueux de *Nerium oleander*, *Melia azedarach*, *Inula viscosa* et *Lawsonia inermis* sur les larves de *Tuta absoluta* (Meyrick 1917)”. 8^{ème} Conférence Internati. Francoph. Entomol. (C.i.f.e. 8), 22 au 28 Juin 2014, Hammamet Tunisie, p. 154, (2014b).
- [57] Alili, D., Doumandji, A. et Mahdi, K. - “*Tuta absoluta* (Meyrick, 1917) sous serre et au champ à Fouka marine: piègeage par phéromones, piège à eau et filet insect- Proof”. 2^{ème} workshop international sur les stress environnementaux et la conduite des cultures, (3 – 5 juin 2012 a), Université Saâd Dahlab - Blida (Communication affichée)
- [58] De Brito E. F., Baldin E. L. L., Silva R. C. M., Ribeiro L. D. P. and Vendramim J. D. – “Bioactivity of *Piper* extracts on *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae) in tomato”. *Pesq. agropec. bras.*, Brasília, 50,3: 196-202, (2015).
- [59] Brader L.– “Integrated control, a new approach to crop protection. Comptes Rendues Symposium Lutte Intégrée en Verger”. *OILB/SROP*, 5: 9 – 16, (1975).
- [60] Urbaneja A. – “*Mineuse de la tomate Tuta absoluta* Meyrick. Bases de mise en œuvre de l’IPM (lutte intégrée) en Algérie”. Projet FAO (TCP/ALG/3202), Inst. nati. protec. vég., El Harrach, (2009).
- [61] Al-Jboory, I.J., Katbeh-Bader A. and Al-Zaidi S.- “First Observation and Identification of Some Natural Enemies Collected from Heavily Infested Tomato by *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae)”. *Jordan. Middle-East Journal of Scientific Research*, 11, 6, 787 – 790, (2012).
- [62] Urbaneja A., Tapia G. and Stansly P. – “Influence of host plant and prey availability on developmental time and survivor ship of *Nesidiocoris tenuis* (Het. Miridae)”. *Biocontrol sci. Technol.*, 15: 45 – 48, (2005).
- [63] Sanchez J.A. – “Density thresholds for *Nesidiocoris tenuis* (Heteroptera: Miridae) in tomato crops”. *Biological Control*, 51: 493 – 498, (2009).
- [64] Calvo F.J., Belda J.E. and Giménez A. – “A new strategy for biological control of white fly and *Tuta absoluta* in tomato”. *Phytoma España*, 216: 46 – 52, (2010).
- [65] Mary L., Blum J., Quéraud T., Marrec C. et Maisonneuve J.-C. – “La protection biologique et intégrée (PBI) en cultures de fleurs coupées sous

- serres. Situation et application en France”. *Rev. Phytoma, Défense végétaux*, 529: 14 – 19, (2000).
- [66] Amazouz, S. –“Gestion en lutte intégrée de la mineuse de la tomate *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae)”. *Koppert Biological Systems*, 18 p., (2010).
- [67] Urbaneja A., González-Cabrera J, ArnóJ. and Gabarra R. –“Prospects for the biological control of *Tuta absoluta* in tomatoes of the Mediterranean basin”. *Pest Management Science*, 68: 1215–1222, (2012).
- [68] Ferrara, F.A.A., Vilela E.F., Jham G.N., Eiras Á.E., Picanço M.C., Attygalle, A.B. Svatos Ales , Frighetto R.T.S. and Meinwald J. –“Evaluation of the Synthetic Major Component of the Sex Pheromone of *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae)”, *Journal of Chemical Ecology*, 27, , 907-917, (May 2001).
- [69] Lebdi-Grissa K., Skander M., Mhafdh M. et BelHadj R.–“Lutte intégrée contre la mineuse de la tomate, *Tuta absoluta* Meyrick (Lepidoptera: Gelechiidae) en Tunisie”. *Entomologie faunistique –Faunistic Entomology*,63(3) : 125-132., (2010).
- [70] Attygalle A.B., Jham G.N., Svatoš A., Frighetto R., Meinwald J., Vilela E., Ferrara A. and Fernandes M.U.–“Microscale, Random Reduction: Application to the Characterization of (3E,8Z,11Z)-3,8,11-Tetradecatrienyl Acetate, a New Lepidopteran Sex Pheromone”. *Tetrahedron Letters*, 36: 5471 – 5474, (1995).
- [71] Chaabane M., Benchaabane S., Kilani-Morakchi S. et Aribi N. –“Physiotoxicité du spinosad, évaluée sur deux générations, chez une espèce invasive, *Tuta absoluta* (Lepidoptera), et chez un modèle de référence, *Drosophila melanogaster* (Diptera)”. *Bull. Soc. zool. Fr.*, 137(1-4): 61-72, (2012).
- [72] Vey A., Fargues J. and Robert P. –“Histological and ultrastructural studies of factors determining the specificity of pathotypes of the fungus *Metarhizium anisopliae* for scarabaeid larvae”. *Entomophaga*, 27: 387-397, (1982).
- [73] Torres Gregorio J., Argente J., Diaz M.A. and Yuste A. –“Aplicacion de *Beauveria bassiana* en la lucha biologica contra *Tuta absoluta*”. *Agrcola Vergel: fruticultura, horticultura, floricultura*, 326: 129 – 132, (2009).
- [74] González-Cabrera J., Mollá O., Montón H. and Urbaneja A. –“Efficacy of *Bacillus thuringiensis* (Berliner) in controlling the tomato borer, *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae)”. *Bio Control*, 56: 71-80, (2011).

- [75] Inanlı C., Yoldas Z. and Birgücü A.K. –“Effects of entomopathogenic fungi, *Beauveria bassiana* (Bals.) and *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) on larvae and egg stages of *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae)”. *Ege Üniversitesi Ziraat Fakültesi Dergisi*, 49, 3: 239-242, (2012).
- [76] Mollá O., González-Cabrera J. and Urbaneja A. –“The combined use of *Bacillus thuringiensis* and *Nesidiocoris tenuis* against the tomato borer *Tuta absoluta*”. *Bio-Control.*, 56: 883-891, (2011).
- [77] Bruneton, J. Pharmacognosie –“*Phytochimie, Plantes médicinales*”. Ed. Tec et Doc, Paris, 483-560, (1999).
- [78] Hossain A. M., Al-Hashmi A., Weli M., Al-Riyami Q., and AlSabahib J.N.- “Constituents of the essential oil from different brands of *Syzigiumcaryophyllatum* L by gas chromatography-mass spectrometry”. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, 2, (2012), 1446-1449.
- [79] Afnor NF T75-006 -“Les huiles essentielles-vocabulaire”-1ere liste, (1998).
- [80] ISO 2013 Irish Standard I.S. Aromatic natural raw materials - Vocabulary (ISO 9235:2013)”. *European committee for standardization*, 3 p., (2013).
- [81] Anton, R. et Wichtel, M. - “*Plantes thérapeutiques: traditions*”. Ed.Tec et Doc, Paris, 341 p., (1999).
- [82] Besombes, C., Barkat, O. et Allaf, K. –“Analyse de l'autovaporisation instantanée dans l'extraction de l'huile essentielle de lavandin”. *Proceedings 16ièmes rencontres scientifiques et technologiques des industries alimentaires et biologiques, agoral, (30 novembre -1^{er} Décembre 2004)*.
- [83] ElharasK., Daagare, A., Mesfioui,A. et Ouhssine, M. –“Activité antibactérienne de l’huile essentielle des inflorescences de *Laurus nobilis* et *Lavandula angustifolia*”. *Afrique Science*, 9, 2, 134-141,(2013).
- [84] Svoboda, K.P., and Hampson, J.B. - “Bioactivity of essential oils of selected temperate aromatic plants: antibacterial, antioxidant, anti-inflammatory and other related pharmacological activities”. *Plant Biology Department, SAC Auchincruive, Ayr, Scotland, UK.*, (1999).
- [85] Smallfield, B. “Introduction to growing herbs for essential oils, medicinal and culinary purposes”. *Crop and Food Research*, 45, (2001), 1-4.
- [86] Teuscher, E., Anton, R., Lobstein, A. - “*Plantes aromatiques: épices, aromates, condiments et leurs huiles essentielles*”. Tec & Doc, Paris, 544 p, (2005).

- [87] Alitonou, G., Avlessi, F., Bokossa, I., Ahoussi, E., Dangou, J., Sohounhloué D.C.K. - "Composition chimique et activités biologiques de l'huile essentielle de *Lantana camara* Linn.". *Comptes Rendus Chim.*, 7, (October–November 2004), 1101–1105.
- [88] Richard, H. et Multon, J.L. - "*Les arômes alimentaires*". Tec & Doc. Lavoisier Paris., 439 p., (1992).
- [89] Madhavi, D.L., Deshpande, S.S. and Salumkhe, D.K. - "*Food antioxidants, technological, toxicological, and health perspectives*". Marcel Dekker, New York. 200 p., (1996).
- [90] Caillet, S. et Lacroix, M. - "Les huiles essentielles : leurs propriétés antimicrobiennes et leurs applications potentielles en alimentaire", *INRS - Institut Armand-Frappier, (Resala)*, : 1 – 8, (2007).
- [91] Carson C.F., Rilley T.V. and Bosque F. - "Antimicrobial activity of the major components of essential oil of *Malaleuca alternifolia*". *Journal of Applied Bacteriology*. 78: 264-269,(2002).
- [92] Chanseau M., Bosc S., Galiay E., Oules G. - "L'utilisation de l'huile de clou de girofle comme anesthésique pour mes smolts de saumon atlantique (*Salmosalarl.*) et comparaison de ses effets avec ceux du 2-Phenoxythanol". *Bull. Fr. Pêche Piscic.*,365/366: 579-589, (2002).
- [93] Elam A., El-Shaer N.S. and Ghanem N.B. - "Antimicrobial evaluation and chromatographic analysis of some essential and fixed oils". *Pharmacia*, 51: 993 – 995, (1996).
- [94] Davidson P.M. - "Methods for testing the efficacy of food antimicrobial". *Food Technology*, 43:148-155, (1997).
- [95] Cox S.D., Mann C.M., Markham J.L., Bell H.C., Gustafson J.E., Warmington J.R. and Wyllie S.G. - "The mode of antimicrobial action of the essential oil of *Melaleuca alternifolia* (tea tree oil)". *J. Appl. Microbiol.*, 88: 170–175, (2000).
- [96] Wendakoon, C.N. and Sakaguchi, M. - "Inhibition of amino acid decarboxylase activity of *Enterobacter aerogenes* by active components in spices". *Journal of Food Protection*,58, 280-283, (1995).
- [97] Cox S.D., Gustafson J.F., Warmington J.R. and Wyllie S.G. - "In vitro antimicrobial activity and chemical composition of *Malaleuca alternifolia* essential oils". *Journal of Applied Microbiology*, 88:170-175, (1991).

- [98] Smith-Palmer, A, Stewart, J and Fyfe, L. -“Antimicrobial properties of plant essential oils and essences against five important food-borne pathogens”. *Letters in Applied Microbiology* , 26: 118-1220, (1998).
- [99] Dorman H.J.D. and Deans S.G. -“Antimicrobial agents from plants: antibacterial activity of plant volatile oils”. *Journal of Applied Microbiology*, 88: 308-316, (2000).
- [100] Oussou, K.R., Kanko, C., Guessend, N., Yolou, S., Koukoua, G., Dosso M., N’guessan, Y.T., Figueredo, G. and Chalchat, J-C. -“Activités antibactériennes des huiles essentielles de trois plantes de Côte d’Ivoire”. *C.R. Chim.*, 7, 1081-1086, (2004).
- [101] Chao S.C, Young D.G. and Oberg G.J. -“Screening for inhibitory activity of essential oils on selected Bacteria, Fungi and viruses”. *Journal of Essential oil Research*,. 12: 639-649, (2000).
- [102] Lis-Balchin, M., Deans, S.G. “Bioactivity of selected plant essential oils against *Listeria monocytogenes*.” *J. Appl. Microbiol.*, 82, 759–762, (1997).
- [103] Lis-Balchin, M. “*Lavender: the genus Lavandula*”. Taylor and Francis, London, pp. 37-50, 155-200, (2002).
- [104] Ivanovic J., Dimitrijevic-Brankovic S., Misic D., Ristic M. and Zizovic I. “Evaluation and improvement of antioxidant and antibacterial activities of supercritical extracts from clove buds”. *Journal of functional foods*, 5 :416–423, (2013).
- [105] Pino J.A., Marbot R., Aguero J. and Fuentes V. -“Leaf Oil of *Psidium guajava* L. from Cuba”. *Journal of Essential Oil Research*, 13: 278-279, (2001).
- [106] Ullree A., Slump R.A, Steging G. and Smid E.J.-“Antimicrobial activity of carvacrol on rice”. *Journal of food protection*, 63:620-624, (2002).
- [107] Saadaoui, S., Bendjoudi, D. et Doumandji, S. 1998. “Aperçu sur les dégâts commis sur cultures maraîchères sur le Littoral oriental algérois dus aux oiseaux”. 3^{ème} Journée d’Ornithologie, lab. ornith. appl. dép., zool. agri. for., inst. nati. agro., El Harrach, p. 23. (17 mars 1998).
- [108] Khelifi H., Bioret F. et Farsi B. - “ Apport à la connaissance syntaxonomique du littoral rocheux Ouest-algérois”. *Journal: Acta Botanica Gallica*, 155, (January 2008), 163-177, (2008).
- [109] Faurie C., Ferra C. et Medori P.- “*Ecologie : classes de seconde, premières et terminales des lycées agricoles*”. Ed. Baillièrre J.B., Paris, 162 p, (1984).

- [110] Dajoz R. – “*Précis d'écologie*”. Ed. Dunod, Paris, 505 p. (1985).
- [111] I.T.C.M.I. – “*Relevés des données climatiques*”. Institut technique des cultures maraîchères et Industriels (ITCMI), Staoueli, 4 p., (2009).
- [112] O.N.M., – “*Relevés météorologiques de l'année 2015*”. Office nati. météorol. (O.N.M.), Dar El Beida, (2015).
- [113] Emberger, L. – “Sur le quotient pluviothermique”. *C.R. Académie Science: Paris*, 2508–2510, (1952).
- [114] Sadki, N., Khelifi H., et Djebaili S., “La végétation des dunes maritimes de l'Est algérois”. *Coll. Phytosoc.*, 20, *Phytodynamique et biogéographie historique des forêts, Bailleul*, 369-376, (1991).
- [115] Baha M. – “The earthworm fauna of Mitidja, Algeria”. *Tropical Zoology*. 10: 247-254, (1997).
- [116] Benzara, A. - “La faune malacologique de la Mitidja”. *Bull. Zool. agro., Inst. nati. agro., El Harrach*, 1, 22 - 26, (1981).
- [117] Ouarab S., Talmat N., Boukhemza M., Doumandji S. “ Menu trophique du goéland Leucophée larus michahellis dans l'îlot Aguéli, zone humide de Réghaïa”, *European Scientific Journal*, 10, 3, 96 – 106, (2014).
- [118] Milla A., Ouarab S., Merabet A., Makhloufi A.H., Molinari M., Nadji F.Z., Baziz B., Daoudi-Hacini S., Voisin J.-F. et Doumandji S. – Richesse avifaunistique de la région du Sahel et du Littoral algérois (Algérie). *Colloque international, l'Ornithologie algérienne à l'aube du 3^{ème} millénaire, du 11 au 13 novembre 2006, Université El Hadj Lakhdar, Batna, p. 65 (Com. orale)*, (2006).
- [119] Milla, A., Doumandji, S., Voisin, J.-F. et Baziz, B. – “Régime alimentaire du Bulbul des jardins *Pycnonotus barbatus* (Aves, Pycnonotidae) dans le Sahel algérois (Algérie)”. *Terre Vie*, 60 (4), 369-380, (2005).
- [120] Merabet, A. et Doumandji, S. “Etude des dégâts provoqués par les oiseaux sur les fruits dans un verger de néfliers à Béni-Messous dans le Sahel algérois”. *2^{ème} Journée Ornithologie, 19 mars 1996, Labo. Ornith. Appl., Dép. Zool. Agri. For., Inst. nati. agro., El Harrach, p.7*, (1996).
- [121] Merabet, A. et Doumandji, S. “Etude des ravages dus aux oiseaux dans un verger de néfliers à Béni-Messous”. *7^{ème} Journée Ornithologie, 10 mars 2003, Labo. Ornith. Appl., Dép. Z.*, (2003).
- [122] Baziz B, Soutou K., Sekour M., Hamani A., Bendjabellah S., Khemici M. et Doumandji S., – “Les micromammifères dans le régime alimentaire des rapaces

- en Algérie”. *Journées Nati. Zool. agri. for.*, 7 - 8 avril 2008, *Dép. zool. agri. for.*, *Insti. nati. agro.*, El Harrach, p. 30, (2008).
- [123] Salas J. – “Presence of *Phthorimaea operculella* and *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae) captured in pheromones traps in tomato planting at Quibor, Venezuela”. *Bioagro*. 19, 3: 143 – 147, (2007).
- [124] Lamotte M. et Bourliere F. – “*Problèmes d’écologie: l’échantillonnage des peuplements animaux des milieux terrestres*”. Ed. MassonnetCie, Paris, 303 p, (1969).
- [125] Faurie C., Ferra C. et Medori P. – “*Ecologie*”. Ed. Baillièrre J.-B., Paris, 147 p., (1978).
- [126] Benkhelil M.L.– “*Les techniques de récolte et de piégeage utilisées en entomologie terrestre*”. Ed. Office. Pub. Univ., Alger, 60 p., (1992).
- [127] Roth M. – “Les pièges à eau colorés, utilisés comme pots de Barber”. *Zool. agri. Pathol. Vég.*, : 79 – 83, (1972).
- [128] Chauvin, R., Roth, M. et Couturier, G. – “Les récipients de couleurs, technique nouvelle d’échantillonnage entomologique”. *Rev. Zool. agri. appl.*, (4–6), 77 – 81, (1966).
- [129] Pesson, P.-“*Le monde des insectes*”.Ed.Horizons de France,Paris, coll. « La nature vivante »,Paris, n°7, 153 p. , (1958).
- [130] Leclerc H., Gaillard T. L. et Simon M. - “*Les bactéries et le monde bactérien*”, EdDoin, Paris, 182 p, (2000).
- [131] Barbault, R. –“*Ecologie des peuplements. Structure, dynamique et évolution*”. Ed. Masson, Paris, 273 p., (1992).
- [132] Blondel J., Ferry C. et Frochot B.– “Avifaune et végétation, essai d’analyse de la diversité”. *Alauda*, 41: 63 – 84, (1973).
- [133] Weesie P.D.M. et Belemsobgo U. – ‘Les rapaces diurnes du ranch de gibier de Nazinga (Burkina Faso)’. *Alauda*, 65, 3: 263 – 278, (1997).
- [134] Dagnelie P. – “*Théorie et méthodes statistiques*”.Ed. Presses agronomiques,Gembloux, T. II, 463 p, (1975).
- [135] Clevenger J.F. –“Apparatus for volatile oil determination, Description of New Type”. *American Perfumer and essential oil review*, 467-503, (1928).
- [136] Lucchesi, M.E., Chemat, F., and Smadja, J. “Flavour and fragrance”. *Journal Flavour Fragr. J.*, 19: 134-138, (2004).

- [137] Pharmacopée européenne – “Huiles essentielles”. *Aetherolea* (01): 2098, (2008).
- [138] Afnor, “*Huiles essentielles: recueil de normes françaises*”. Association française de normalisation”, Paris, 139-140, (1986).
- [139] Rouessac, F. et Rouessac, A. - “*Analyse Chimique: Méthodes et Techniques Instrumentales Modernes*”, Ed. Masson, Paris, 372 p., (1998).
- [140] Bertrand D. et Dufour D. –“*La spectroscopie et ses applications analytiques*” .Ed. Tec et Doc, Paris, 31 – 74, (2000).
- [141] Keirssea, J. , Boussard-Plédela C., Loréalb O., Sirec O., Bureaua B., Leroyerb P., Turlinb B.,and Lucasa J., - “IR optical fiber sensor for biomedical applications”. *Vibrational Spectroscopy*, 32, 23–32, (August 2003).
- [142] Rabasso, N. - “*Chimie organique: Généralités, études des grandes fonctions et méthodes spectroscopiques: cours et applications*”.Ed. De Boeck, Bruxelles, 1, XVII, 346 p, (2006).
- [143] Elgayyar M., Draughon F.A. Golden D.A. and Mount J.R. –“Antimicrobial activity of essential oils from plants against selected pathogenic and saprophytic microorganisms”. *J. Food Protec.*, 64, 7: 1019 – 1024, (2001).
- [144] De Billerbeck V. -G.–“Huiles essentielles et bactéries résistantes aux antibiotiques”. *Phytothérapie*, 5: 249-253, (2008).
- [145] Cowan M.M. –“Plant products as antimicrobial agents”. *Clinical Microbiology Reviews*, 12: 564-582, (1999).
- [146] Faucher, J.L., et Avril, J.L. –“*Bactériologie générale et médicale*”. Ed. Ellipses, Paris, T. 1, 365 p, (2002).
- [147] Eugenia P., Luis V-S., Carlos C. and Ligia S. - “Antifungal activity of the clove essential oil from *Syzygium aromaticum* on *Candida*, *Aspergillus* and dermatophyte species”. *Journal of medical microbiology*, 58: 1454–1462, (2009).
- [148] Duraffourd, C., D’hervicourt, L. et Lappraz, J.C.- *Cahiers de phytothérapie clinique. Examen de laboratoire galénique. Elements thérapeutiques synergiques*. Ed. Masson, Paris, 87 p., (1990).
- [149] Delaquis P.J., Stanich K., Girard B. et Mazza G. –“Antimicrobial activity of individual and mixed fractions of dill, cilantro, coriander and eucalyptus essential oils”. *Int. J. Food Microbiol.*, 74: 101-109, (2002)

- [150] Hammer K.A., Carson C.F. and Riley .TV. –“Antimicrobial activity of essential oils and other plants extracts”. *Journal of Applied Microbiology*, 86: 985-990. (1999).
- [151] Koba K. et Sanda K.. – “Activité antimicrobienne des huiles essentielles de *cymbopogon citratus L*, *C. nardus L* et *C. schoenanthus*”. *Journal de mycologie médicale*, 13, 4: 175-180, (2003).
- [152] Doumandji A., Chader S., Alili D., Hamerouch D. et Haouari S.– “*Institut National Algérien de la Propriété Industrielle (INAPI)- Couscous enrichi en spiruline, 10 p.*” Brevet n° 120576, (13 août, 2012).
- [153] Zoghلامي-Boulila, L., Djebali, W., Chaib, W. et Ghorbel, M.H. – “ Modification physiologiques et structurales induites par l'interaction cadmium-calcium chez la tomate (*Lycopersicon esculentum*)”. *C.R. Biologies*, 329, 702-711, (2006).
- [154] Garnero, J.-“Les huiles essentielles, leurs obtentions, leur composition, leur analyse et leur normalisation”. *Phytothérapie Aromatotherapie*, 2, 9-20, (1996).
- [155] Filho M.M., Vilela E.F., JhamG.N., Attygalle A., Meinwald J., Svatoš A. and Meinwald J. –“Field trapping of tomato moth, *Tuta absoluta* with pheromone traps”. *J. Braz. Chem. Soc.*, 11, 6: 621-628, (2000).
- [156] Alili, D., Doumandji, A., Doumandji, S. et Doumandji, B. - “*Tuta absoluta* (Meyrick, 1917) sous serre et au champ à Fouka Marine: piégeage par phéromones et inventaire de la faune associée”. 3^{ème} Congrès Franco-Maghrébin de Zoologie et d'Ichtyologie, (6 - 10 novembre 2012 b), Hôtel Sémiramis, Marrakech (communication orale)
- [157] Alili, D., Doumandji, A., Doumandji, S. et Doumandji, B. - “Bioécologie de la mineuse de la tomate *Tuta absoluta* (Meyrick, 1917) sous serre et au champ et de sa faune accompagnatrice dans le Sahel algérois”. 1^{er} colloque national sur La lutte biologique et le développement durable dans les écosystèmes naturels et anthropisés, (13 et 14 Novembre 2012 c), Tiaret, (communication orale).
- [158] Alili, D., Doumandji, A., Guendouz-Benrima, A., et Doumandji, S. - “Bio écologie de la mineuse de la tomate *Tuta absoluta* et recherche de méthodes de lutte”. Séminaire international, “Protection des cultures stratégiques en

Algérie: Situation et perspectives d'avenir”, 28, 29 et 30 mai 2013, Université de Chlef.

- [159] Mahdi K., Saharaoui L. et Doumandji S. – “Biodiversité faunistique associée à la mineuse de la tomate *Tuta absoluta* (Lepidoptera, Gelechiidae) dans un milieu agricole dans la Mitidja”. *Actes. Sém. Internati. Prot. Vég.*, 18 - 21 avril 2011, *Dép. Zool. agri. for., Inst. nati. agro., El Harrach*, : 145 – 156 , (2011).
- [160] Desneux N., Wajnberg E., Wyckhuys K.A.G., Burgio G., Arpaia S. Narvaez-Vasquez C.A., Lez-Cabrera J.G., Ruescas D. C., Tabone E. Frandon J., Pizzol J., Poncet C., Cabello T. and Urbaneja A.– “Biological invasion of European tomato crops by *Tuta absoluta*: ecology, geographic expansion and prospects for biological control”. *J. Pest. Sci.* 83: 197 – 215, (2010).
- [161] Koudjil M., Boukabcha F. et Harichane H. –“Perte en rendement et déprédation par la mineuse, *Tuta absoluta* (Lepidoptera, Gelechiidae) sur la culture de tomate, dans la wilayade Chlef (Algérie)”.*Rev. Nature et Technologie ». B- Sciences Agronomiques et Biologiques*, n° 12 : 73 – 85, (2015).
- [162] Mahdi K., Daoudi-Hacini S., Saharaoui S., Ababsia A., Aouamer F., Imaghazen F. et Doumandji S. – “Détermination du zéro de développement de la mineuse de la tomate *Tuta absoluta* (Meyrick)”. *Journées Nati. Zool. agri. for.*, 19 - 21 avril 2010, *Dép. Zool. agro. for., Inst. nati. agro., El Harrach*, p. 103, (2010).
- [163] Guendouz–Benrima A., Dridi B., Kheladi O. et Oudouid A. – “Pullulation de la mineuse de la tomate (*Tuta absoluta*) sur les cultures maraîchères de la côte algéroise (Algérie)”. *Colloque international sur la gestion des risques phytosanitaires*, 9 – 11 novembre 2009, *Marrakech*, (2009).
- [164] Silva G. A., Picanço M. C., Bacci L., Crespo A. L., Rosado J. F., Guedes R. N. C. –“Control failure likelihood and spatial dependence of insecticide resistance in the tomato pinworm, *Tuta absoluta*”. *Pest Management Science*, 67: 913-920, (2011).
- [165] Vercher R., Calabuig A.Y. et Felipe C. –“Ecología, muestreos y umbrales de *Tuta absoluta* (Meyrick)”. *Phytoma España*, 217 : 23 – 26, (2010).
- [166] Lacordaire A.I. et Feuvrier E. – “*Tuta absoluta*: suivi de 16 exploitations de production de tomate pour savoir où et comment chercher pour trouver *Tuta* tôt et tester un prédateur”. *Phytoma, défense des végétaux*, 632: 40 – 44, (2010).

- [167] Filali A. et Doumandji S – “Biodiversité entomologique inventoriée par l’utilisation des pots Barber dans différents biotopes dans une région littorale de l’Est algérien (Skikda)”. *Sém Internati. Prot. Vég.*, 18 - 21 avril 2011, *Dép. Zool. agri. for., Inst. nati. agro., El Harrach*, p. 103, (2011).
- [168] Sid Amar A., Doumandji-Mitiche B. et Doumandji S. – “Place des Orthoptères dans l’arthropodofaune de la région d’Adrar”. *Sém Internati. Prot. Vég.*, 18 - 21 avril 2011, *Dép. Zool. agri. for., Inst. nati. agro., El Harrach*, p. 57, (2011).
- [169] Boussad F. et Doumandji S.,– “La diversité faunistique dans une parcelle de *Vicia faba* (Fabaceae) à l’institut technique des grandes cultures d’Oued Smar”. *Journée protec. vég.*, 15 mars 2004, *Dép. Zool. agri. for., Inst. nati. agro., El Harrach*, p. 19, (2004).
- [170] Boussad F., Oudjiane A. et Doumandji S.,– “Les Invertébrés de la culture de la fève, capturés par la technique du secouement des plants”. *Journées Nati. Zool. agri. for.*, 7 - 8 avril 2008, *Dép. zool. agri. for., Insti. nati. agro., El Harrach*, p. 55, (2008).
- [171] Amrouche, L., Benmessaoud-Boukhalfa, H., Doumandji, S. et Sobhi, Z., “Contribution à l’étude de l’arthropodofaune de la forêt d’Ait Aggouacha (station d’El Misser)”. *Journées nati. Zool. agri. for.*, 19-21 avril 2010, *Dép. Zool. agri. for., Ecole nati. sup. agro., El Harrach*, p. 113,(2010).
- [172] Daoudi-Hacini S., Benchikh C. et Moussa S.,– “Inventaire de l’entomofaune des cultures maraîchères sous-serres à l’Institut technique des cultures maraîchères et industrielles (I.T.C.M.I.) de Staouéli”. *Journées Internati. Zool. agri. for.*, 8 – 10 avril 2007, *Dép. Zool. agri. for., Inst. nati. agro., El Harrach*, p. 204, (2007).
- [173] Miranda M.M.M., Picanco M., Zanuncio J.C. and Guedes R.N.C. – “Ecological life table of *Tuta absoluta* Meyrick (Lepidoptera: Gelechiidae)”. *Biocontrol Science and Technology*, 8: 597-606, (1998).
- [174] Boualem, M., Allaoui, H., Hamadi, R. et Medjahed, M.,– “Biologie et complexe des ennemis naturels de *Tuta absoluta* à Mostaganem (Algérie)”. *Bulletin OEPP*, 42 (2): 268 – 27, (2012).
- [175] López L.R., Ramírez N., Fuentes L.S., Jiménez J. y Hernández-Fernández J.- “Estandarización de un bioensayo y evaluación preliminar de tres formulaciones comerciales de *Bacillus thuringiensis* sobre *Tuta absoluta*

- (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae)". *Rev. Colomb. Biotecnol.*, XII, 1: 12 – 21, (1991).
- [176] López, J.M., L.M. Artín, A. López, R. Correia, F. González, E. Sanz, M. Gallardo and J.M. Cantus—"Affirm (*Emamectina*), una nueva arma contra la *Tuta absoluta* y otras orugas de lepidópteros". *Phytoma España: La revista profesional de sanidad vegetal*, 217: 90 – 94, (2010).
- [177] Gacemi, A. et Guenaoui, Y. "Dynamique des populations de la mineuse de la tomate *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lep.: Gelechiidae), en serre et étude de l'efficacité de deux bioinsecticides contre ce ravageur". *Séminaire international Protection des cultures stratégiques en Algérie: Situation et perspectives d'avenir*, les 28, 29 et 30 mai 2013, Université Chlef, (2013).
- [178] Arnold – Gaulhiac M. - "Emergence de virus transmis par aleurodes dans les cultures de tomate en France". *Colloque international, tomate sous abri, protection intégrée - agriculture biologique, Avignon, (17-18 et 19 septembre 2002)*, 24-29.
- [179] Burdock G.A. – "*Fenaroli's Handbook of Flavor Ingredients: Adapted from the Italian Language Works of Giovanni Fenaroli*". Ed. Boca Raton, CRC Press, (1995).
- [180] Omidbeygi M., Barzegar M., Hamidi Z. and Naghdibadi H. –"Antifungal activity of thyme, summer savory and clove essential oils against *Aspergillus Xavusin* liquid medium and tomato paste". *Food Control*, 18: 1518–1523, (2007).
- [181] Özcan M.M. et Arslan D. –"Antioxidant effect of essential oils of rosemary, clove and cinnamon on hazelnut and poppy oils". *Food Chemistry*, 129: 171–174, (2011).
- [182] British pharmacopoeia – "*Efficacy of antimicrobial preservation*". 15th edn. appendix XVI C A, Vol. II, 1991 – 1992, (1993).
- [183] Charpentier B., Hamon-lorleac'h F., harlay A., Huard A., Ridoux L., et Chanselle S. – "*Guide de préparateur en pharmacie*". Ed. Elsevier Masson, 1358 p., (2008).
- [184] Chahardehi A.M., Ibrahim D., and Sulaiman S.F. –"Antioxidant, antimicrobial activity and toxicity test of *Pileamicrophylla*". *International Journal of Microbiology*, article ID 826830, 6p, (2010).

- [185] Teresinha A., Giustolin José D., Vendramim Sérgio B., Alves E. and Vieira Solange A. –“Pathogenicity of *Beauveria bassiana* Bals. Vuill. to *Tuta absoluta* Meyrick (Lepidoptera: Gelechiidae) Reared on Two Genotypes of Tomato”. *Neotropical Entomology*, 30, 3: 417-421, (2001).
- [186] Pires L.M., Marques E.J., Oliveira J.V. and Alves S.B. –“Selection of Isolates of Entomopathogenic Fungi for Controlling *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae) and their Compatibility with Insecticides Used in Tomato Crop”. *Neotropical Entomology*, 39, 6: 977-984, (2010).
- [187] Marchiori C.H., Silva C.G. and Lobo A.P. –“Parasitoids of *Tuta absoluta* Meyrick 1917 (Lepidoptera: Gelechiidae) collected on tomato plants in larvas, state of Minas Gerais, Brazil”. *Brazilian Journal of Biology*, 64, 3: 552 – 555, (2004).
- [188] Medeiros M.A., Vilela N.J. and França F.H. –“Technical and economic efficiency of biological control of the South American tomato pinworm in protected environment”. *Horticultura Brasileira*, 24, 2: 180-184, (2006).
- [189] Länger R. and Hochenegg B. – “Assessment report on *Potentilla erecta* (L.) Raeusch., rhizome”. European Medicines Agency, Reproduction is authorised provided the source is acknowledged, 14 p., (2011).
- [190] Djenane, D., Yangüela, J., Gómez, D. and Roncalés, P. – “Perspectives on the use of essential oils as antimicrobials against *Campylobacter jejuni* CECT 7572 in retail chicken meats packaged in microaerobic atmosphere”. *Journal of Food Safety*, 32, 37 – 47, (February 2012).
- [191] Moreira, M.R., Ponce, A.G., Del Valle, C.E. and Roura, S.I. - “Inhibitory parameters of essential oils to reduce a food borne pathogen”. *LWT, Food Sci. Technol.*, 38 , 565–570, (2005).
- [192] Friedman M., Henika P.R. and Mendrell R.E. –“Bactericidal activities of plant essential oils and some of their isolated constituents against *Campylobacter jejuni*, *Escherichia coli*, *Listeria monocytogenes* and *Salmonella enterica*”. *Journal of Food Protection*. 65, 10:1545-1560, (2002).
- [193], Mohammedi, N., Daoudi-Hacini, S. et Doumandji, S. – “Etude comparative de la faune de trois types d’orangeraias dans la plaine de la Mitidja”. *Journées Nati. Zool. agri. for.*, 19-21 avril 2010 ,*Dép. Zool. agri. for.*, *Ecole nati. sup. agro.*, *El Harrach*, p. 106, (2010).