

Identification et occurrence des ravageurs et maladies du manioc en moyennes parcelles dans les tropiques de Cochabamba (Bolivie)

Auteur : Servais, Emma

Promoteur(s) : Lassois, Ludivine; 17603

Faculté : Gembloux Agro-Bio Tech (GxABT)

Diplôme : Master en bioingénieur : sciences agronomiques, à finalité spécialisée

Année académique : 2021-2022

URI/URL : <http://hdl.handle.net/2268.2/15541>

Avertissement à l'attention des usagers :

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

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

**IDENTIFICATION ET OCCURRENCE DES
RAVAGEURS ET MALADIES DU MANIOC EN
MOYENNES PARCELLES DANS LES
TROPIQUES DE COCHABAMBA (BOLIVIE)**

EMMA SERVAIS

**TRAVAIL DE FIN D'ÉTUDES PRÉSENTÉ EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLÔME DE
MASTER BIOINGÉNIEUR EN SCIENCES AGRONOMIQUES**

ANNÉE ACADÉMIQUE 2021-2022

CO-PROMOTEURS : LUDIVINE LASOIS ET JORGE ROJAS BELTRÁN

Toute reproduction du présent document, par quelque procédé que ce soit, ne peut être réalisée qu'avec l'autorisation de l'auteur et de l'autorité académique de Gembloux Agro-Bio Tech

Le présent document n'engage que son auteur.

**IDENTIFICATION ET OCCURRENCE DES
RAVAGEURS ET MALADIES DU MANIOC EN
MOYENNES PARCELLES DANS LES
TROPIQUES DE COCHABAMBA (BOLIVIE)**

EMMA SERVAIS

**TRAVAIL DE FIN D'ÉTUDES PRÉSENTÉ EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLÔME DE
MASTER BIOINGÉNIEUR EN SCIENCES AGRONOMIQUES**

ANNÉE ACADÉMIQUE 2021-2022

CO-PROMOTEURS : LUDIVINE LASOIS ET JORGE ROJAS BELTRÁN

Remerciements

En premier lieu, je tiens à remercier mes promoteurs, Ludivine Lassois et Jorge Rojas Beltrán, pour leur encadrement et leurs conseils tout au long de ce travail. Le sujet a comblé toutes mes attentes en étant pluridisciplinaire, car il touche à la fois à la phytopathologie et à l'entomologie.

Merci à l'ARES qui m'a permis de réaliser cette expérience si enrichissante en Bolivie. Avoir l'opportunité d'apprendre et de se former tout en voyageant dans un pays magnifique, y découvrir une culture passionnante est une chance incroyable.

Merci à l'UMSS et particulièrement au laboratoire de biotechnologie et nanotechnologie de Cochabamba qui m'a accueilli durant ces 3 mois. Un merci particulier à mon promoteur, Esther Rojas Vargas et Pablo pour leurs conseils quant au travail sur le terrain, mais aussi pour nous avoir intégrées, moi et les filles, dans leur équipe soudée. Je remercie également Nemias, étudiant en agronomie, de m'avoir aidé à relever les pièges à insectes, ainsi que les agriculteurs qui ont accepté de prêter leurs parcelles pour que j'y réalise mes expérimentations et ceux qui ont complété l'enquête.

À Justine, Clara et Laura qui ont été mes partenaires durant ce voyage et qui m'ont soutenues tout du long. Merci pour leur aide lors des journées de terrain avec une mention spéciale à Clara qui nous a donné un bon coup de pouce pour l'apprentissage de l'espagnol.

Merci aux Professeurs Massart et Caparros, à Mr Franceschini ainsi qu'au personnel des laboratoires de phytopathologie et de biologie végétale pour m'avoir accordé leur aide et leur expertise.

Un merci particulier va également à Nathalie, Dona et à maman pour m'avoir accordé de leur temps pour la relecture de ce travail.

Merci aussi à mes cokotteuses du kot "Gloutons" Claude, Justine et Margaux et mes amies Louise et Manon pour leur bienveillance à toute épreuve. Merci à elles de m'avoir fait rire pendant ces années d'études et pour leur présence dans les bons comme dans les moins bons moments. Je remercie également tous les gembloutois dont j'ai pu croiser la route et qui ont fait de ces années une période mémorable.

Merci à mes parents de m'avoir permis de réaliser ces études passionnantes et pour leur soutien, à mes sœurs et à Hippopo qui m'ont toujours encouragée durant mes études.

Résumé

Face à l'augmentation des surfaces dédiées au manioc cultivé *Manihot esculenta* Crantz dans les tropiques de Cochabamba, des bioagresseurs s'y installent et y induisent des pertes de rendement en racines. En effet, ces rendements passent de 13,3 à 6,99 tonnes/ha entre 1972 et 2020. Or, il n'existe pas de données récentes concernant les bioagresseurs dans le pays. Cette étude décrit le système de production du manioc pour des moyennes parcelles (1 à 20 ha) et identifie les insectes ravageurs et les maladies des organes aériens de la culture au sein des tropiques de Cochabamba. Pour déterminer cela, des enquêtes auprès des agriculteurs ont été réalisées ainsi que des expérimentations sur 3 parcelles. Celles-ci ont été divisées en blocs. Par bloc, 3 pièges jaunes avec du savon et de l'eau ont été suspendus en triangle et les insectes ont été récoltés 3 fois, à 4 jours d'intervalle. De plus, des observations visuelles à l'aide de quadrats ont été effectuées pour les insectes. Les ravageurs identifiés, jusqu'à la famille voire à l'espèce, sont : les aleurodes (Aleyrodidae), *Chilomima clarkei* Amsel, 1956, *Iatrophobia brasiliensis* (Rübsaamen, 1908), *Erinnyis ello* (Linnaeus, 1758), les cochenilles farineuses (Pseudococcidae), *Phoenicoprocta sanguinea* Walker, 1854, *Anastrepha manihoti* Lima, 1934 et les Curculionidae. Seuls les aleurodes et *C. clarkei* sont problématiques dans les parcelles expérimentales, au vu des seuils de nuisibilité dépassés et de leurs dégâts respectifs sur les feuilles et dans les tiges. Les maladies ont quant à elles été analysées à partir des symptômes observés selon une forme de W dans les blocs. Suite à cela, 3 cercosporioses différentes ont été identifiées et elles sont causées par les agents : *Cercosporidium henningsii* (Allesch.) Deighton, *Cercospora vicosae* A.S. Mull. & Chupp et *Phaeoramularia manihotis* (F. Stevens & Solheim) M.B. Ellis. Leurs dégâts ne sont cependant pas quantifiables. Des analyses microscopiques et moléculaires ont ensuite été effectuées pour confirmer ou infirmer ces identifications, mais les résultats n'ont pas été concluants. Pour lutter contre les bioagresseurs, des pistes de lutte sont détaillées : bouturage sur matériel sain, lutte chimique adéquate et raisonnée, destruction des résidus de culture, sélection variétale, rotations et associations culturales, lutte biologique et piégeage.

Mots clés

Manioc - *Manihot esculenta* Crantz - Cochabamba - Ravageurs - Maladies - Lutte

Abstract

Pests are becoming established in the tropics of Cochabamba as a result of the increase of the surface area of cassava *Manihot esculenta* Crantz, leading to yield losses. Indeed, these yields fell from 13.3 to 6.99 tonnes/ha between 1972 and 2020. However, there is no recent data on pests in the country. This study describes the cassava production system for medium-sized plots (1 to 20 ha) and identifies insect pests and diseases of the crop's aerial organs in the Cochabamba tropics. To determine this, farmer surveys were conducted and experiments were carried out on 3 plots. These were divided into blocks. Per block, 3 yellow traps with soap and water were hung in a triangle shape and the insects were collected 3 times, 4 days apart. In addition, visual observations using quadrats were made for insects. The pests identified, up to the family or even the species, are : whiteflies (Aleyrodidae), *Chilomima clarkei* Amsel, 1956, *Iatrophobia brasiliensis* (Rübsaamen, 1908), *Erinnyis ello* (Linnaeus, 1758), mealybugs (Pseudococcidae), *Phoenicoprocta sanguinea* Walker, 1854, *Anastrepha manihoti* Lima, 1934 and Curculionidae. Only whiteflies and *C. clarkei* are problematic in the experimental plots because the harm thresholds were exceeded and because of their respective damage on the leaves and in the stems. The diseases were analysed on the basis of the symptoms observed in a W-shape in the blocks. As a result, 3 different cercosporioses were identified and they are caused by the agents : *Cercosporidium henningsii* (Allesch.) Deighton, *Cercospora vicosae* A.S. Mull. & Chupp and *Phaeoramularia manihotis* (F. Stevens & Solheim) M.B. Ellis. However, their damages are not quantifiable. Microscopic and molecular analyses were then carried out to confirm or refute these identifications, but the results were inconclusive. To manage the pests, the following control methods are described : cutting on healthy material, appropriate and well-reasoned chemical control, destruction of crop residues, varietal selection, rotations and crop associations, biological control and trapping.

Key words

Cassava - *Manihot esculenta* Crantz - Cochabamba - Insect pests - Diseases - Pest management

Abréviations

ANOVA = Analyse de la variance

ARES = Académie de recherche et d'enseignement supérieur

AV1 = Analyse de la variance à 2 facteurs

CsCMV = Cassava Common Mosaic Virus

CsVMV = Cassava Vein Mosaic Virus

PxBy = Parcelle n°x, bloc n°y

PCR = Polymerase Chain Reaction

RN4 = Route nationale 4

UMSS = Universidad Mayor de San Simón

Table des matières

Introduction et objectifs	1
Contexte et état des lieux du système de production du manioc	2
2.1. Généralités sur le manioc	2
2.2. Le manioc dans le monde, en Bolivie et dans les tropiques de Cochabamba	3
2.3. Conditions pédoclimatiques	6
2.4. Ravageurs et maladies potentiels du manioc	9
<u>2.4.1. Insectes et acariens</u>	<u>9</u>
2.4.1.1. RAVAGEURS DES FEUILLES	9
Punaises <i>Vatiga spp.</i> (Hemiptera : Tingidae)	9
Cochenilles farineuses du manioc (Hemiptera : Pseudococcidae)	10
Mouches blanches/Aleurodes (Hemiptera : Aleyrodidae)	10
Chenilles de <i>Erinnyis ello</i> (Linnaeus, 1758) (Lepidoptera : Sphingidae)	11
Acariens verts du manioc <i>Mononychellus spp.</i> (Trombidiformes : Tetranychidae)	12
Thrips (Thysanoptera : Thripidae)	13
Ravageurs des feuilles moins dommageables	14
2.4.1.2. RAVAGEURS DES TIGES	15
Chenille de <i>Chilomima clarkei</i> Amsel, 1956 (Lepidoptera : Crambidae)	15
<i>Coelosternus sp.</i> (Coleoptera : Curculionidae)	16
Ravageur des tiges moins dommageable	16
<u>2.4.2. Maladies</u>	<u>17</u>
2.4.2.1. MALADIES FONGIQUES	17
Anthracnose : <i>Colletotrichum gloeosporioides</i> (Penz.) Penz. & Sacc.	17
Cercosporioses :	17
Maladie de la tache brune : <i>Cercosporidium henningsii</i> (Allesch.) Deighton	17
Maladie causant la brûlure foliaire : <i>Cercospora vicosae</i> A.S. Mull. & Chupp	18
Maladie de la tache blanche : <i>Phaeoramularia manihotis</i> (F. Stevens & Solheim)	
M.B. Ellis	19
c) Super-élongation : <i>Sphaceloma manihoticola</i> Bitanc. & Jenkins	19
e) Autres maladies fongiques :	20
2.4.2.2. VIRUS	21
Mosaïque commune du manioc : CsCMV (Cassava Common Mosaic Virus)	21
Mosaïque des nervures du manioc : CsVMV (Cassava Vein Mosaic Virus)	22
2.4.2.3. MALADIES BACTÉRIENNES	22
Bactériose : <i>Xanthomonas axonopodis</i> pv. <i>manihotis</i> (Bondar) Vauterin et al.	22
Matériel et méthodes	24
3.1. Localisation et surfaces d'étude	24
3.2. Enquête auprès des agriculteurs	25
3.3. Calendrier	25
3.4. Identification du stade de croissance du manioc	25
3.5. Échantillonnage et analyse des insectes	25

3.5.1. Observations visuelles	25
3.5.2. Pose de pièges	26
3.6. Échantillonnage et analyse des maladies	27
3.6.1. Prise de données sur le terrain	27
3.6.2. Mise en culture des champignons et observation au microscope	28
3.6.3. PCR et séquençage de l'ADN des champignons	28
3.7. Analyses statistiques :	29
3.7.1. Enquêtes	29
3.7.2. Insectes	29
3.7.2.1. Observations visuelles	29
3.7.2.2. Collecte de pièges	29
3.7.3. Maladies	30
3.7.4. Packages	30
Résultats	31
4.1. Conduite du système de production du manioc (résultat de l'enquête auprès des agriculteurs)	31
Données des parcelles et plantation	31
Pratiques culturales	33
Finalité des racines, rendements et revenus	33
Personnel	33
4.2. Identification des bioagresseurs :	34
4.2.1. Insectes	34
Aleurodes	34
<i>Erinnyis ello</i> (Linnaeus, 1758)	35
Cochenilles farineuses du manioc	36
<i>Iatrophobia brasiliensis</i> (Rübsaamen, 1908)	37
<i>Phoenicoprocta sanguinea</i> Walker, 1854	39
<i>Chilomima clarkei</i> Amsel, 1956	40
Curculionidae	41
Mouches du fruit <i>Anastrepha manihoti</i> Lima, 1934	42
4.2.1.1. Insectes non ravageurs	44
4.2.2. Maladies	44
4.2.2.1. Symptômes	44
Petites taches brunes	44
Brûlure des feuilles	45
Petites taches blanches	47
4.2.2.2. Analyse microscopique	48
Cercosporiose causant la tache brune	48
Cercosporiose causant la brûlure des feuilles	49
Cercosporiose causant la tache blanche	50
4.2.2.3. Analyse moléculaire	51
Discussion	52

5.1. Conduite du système de production du manioc	52
5.2. Identification des bioagresseurs	53
5.2.1. Insectes	53
5.2.2. Maladies	56
5.3. Pistes de méthodes de lutte	58
5.3.1. Boutures saines	58
5.3.2. Date et conditions de plantation	58
5.3.3. Lutte biologique	59
5.3.4. Choix variétal	61
5.3.5. Association culturale et rotations	61
5.3.6. Gestion des résidus	61
5.3.7. Piégeage	61
5.3.8. Lutte chimique	61
5.4. Pistes d'amélioration et perspectives	62
Conclusion	63
Contribution personnelle de l'étudiant	64
Bibliographie	65
Annexes	69

Table des figures

Figure 1 : Carte mondiale représentant la quantité de manioc produites par chaque pays, en tonnes.	3
Figure 2 : Evolution du rendement en tonnes/ha du manioc en Bolivie de 1964 à 2020, tous les 4 ans, réalisé à partir des données de FAOSTAT.	4
Figure 3 : A) Carte des départements de Bolivie ; B) Carte du département de Cochabamba, zoom sur les villes marchandes des tropiques.	5
Figure 4 : Carte des zones écologiques représentant les tropiques de Cochabamba.	6
Figure 5 : Évolution des moyennes de températures minimales et maximales par mois à Villa Tunari.	7
Figure 6 : Évolution des précipitations moyennes par mois à Villa Tunari.	7
Figure 7 : Évolution du nombre de jours moyen de pluie par mois à Villa Tunari.	8
Figure 8 : Évolution de l'humidité moyenne par mois à Villa Tunari.	8
Figure 9 : <i>Vatiga spp.</i> : A et B) Stade nymphal ; C et E) Adulte de <i>Vatiga illudens</i> (Drake, 1922) ; D et F) Adulte de <i>Vatiga manihotae</i> (Drake, 1922).	9
Figure 10 : Aleurodes adultes.	10
Figure 11 : Fumagine causée par les aleurodes : A) Sur les vieilles feuilles ; B) Sur la face supérieure des feuilles.	11
Figure 12 : <i>Erinnyis ello</i> (Linnaeus, 1758) : A) Adulte ; B) Oeuf ; C à G) Stades larvaires.	12
Figure 13 : Symptômes causés par l'acarien vert du manioc.	13
Figure 14 : Dégâts sur les feuilles de manioc causés par les thrips.	13
Figure 15 : Galles causées par <i>Iatrophobia brasiliensis</i> .	14
Figure 16 : <i>Phoenicoprocta sanguinea</i> Walker, 1854 : A) Stades larvaires et adultes ; B) Dégâts.	14
Figure 17 : <i>Chilomima clarkei</i> Amsel, 1956 : A) Dégâts ; B) Stade larvaire ; C) Stade nymphal ; D) Adulte.	15
Figure 18 : <i>Coelosternus sp.</i> : A) Stades larvaire et adulte ; B) Dégâts.	16

Figure 19 : A) Adulte de la mouche du fruit ; B) <i>Anastrepha pickeli</i> Lima, 1934 ; C) <i>Anastrepha manihoti</i> Lima, 1934.	16
Figure 20 : Chancres causés par l’anthracnose : A) A la base des pétioles ; B) Sur la tige.	17
Figure 21 : Symptômes de la maladie de la tache brune causée par <i>Cercosporidium henningsii</i> (Allesch.) Deighton.	18
Figure 22 : Symptômes causés par la maladie causant la brûlure des feuilles, engendrée par <i>Cercospora vicosae</i> A.S. Mull & Chupp.	18
Figure 23 : Symptômes de la maladie de la tache blanche, causée par <i>Phaeoramularia manihotis</i> (F. Stevens & Solheim) M.B. Ellis.	19
Figure 24 : Symptômes de la maladie de la super-élongation causée par <i>Sphaceloma manihoticola</i> Bitanc. & Jenkins : A) Chancres sur la tige et le pétiole ; B) Enroulement des feuilles.	20
Figure 25 : Symptômes de la tache annulaire circulaire causée par <i>Phoma spp.</i>	20
Figure 26 : Symptômes de la cendre du manioc causée par <i>Oidium manihotis</i> Henn.	21
Figure 27 : Symptômes de la rouille du manioc, causée par <i>Uromyces spp.</i>	21
Figure 28 : Symptômes de CsCMV.	22
Figure 29 : Symptômes de la bactériose, causée par <i>Xanthomonas axonopodis pv. manihotis</i> (Bondar) Vauterin et al. : A) Taches foliaires ; B) Exsudats sur les tiges.	23
Figure 30 : Localisation de Valle Sacta et de Bullo Bullo dans la province de Carrasco, département de Cochabamba.	24
Figure 31 : Piège à insectes accrochés à des plants de manioc, avec ajout d’un toit.	26
Figure 32 : Carte représentant la localisation des agriculteurs de l’enquête (points de couleur).	31
Figure 33 : Photos des dégâts causés par les mouches blanches observés sur les feuilles : A) Présence d’œufs et de nymphes sur la face inférieure avec apparition de pourriture ; B) Fumagine.	34
Figure 34 : Boxplots représentant l’indice de présence des aleurodes par quadrat, pour chaque bloc et chaque visite de terrain, sur base des observations visuelles (Visite 1 : rouge ; Visite 2 : bleu ; PxBy = Parcelle n°x, bloc n°y) (RStudio version 4.0.2).	35
Figure 35 : Observations de <i>Erinnyis ello</i> (Linnaeus, 1758) : A, B, C) À différents stades larvaires ; D) Au stade œuf.	35

Figure 36 : Boxplots représentant le nombre d'œufs d' <i>Erinnyis ello</i> (Linnaeus, 1758) observées par quadrat, pour chaque bloc et chaque visite de terrain, sur base des observations visuelles (Visite 1 : rouge ; Visite 2 : bleu ; PxBy = Parcelle n°x, bloc n°y) (RStudio version 4.0.2).	36
Figure 37 : Cochenille observée sur plant de manioc.	36
Figure 38 : Boxplots représentant le nombre de cochenilles observées par bloc et par visite, sur base des observations visuelles (Visite 1 : rouge ; Visite 2 : bleu ; PxBy = Parcelle n°x, bloc n°y) (RStudio version 4.0.2).	37
Figure 39 : Galle observée sur les feuilles.	37
Figure 40 : Boxplots représentant le nombre de galles par quadrat, pour chaque bloc et chaque visite de terrain, sur base des observations visuelles (Visite 1 : rouge ; Visite 2 : bleu ; PxBy = Parcelle n°x, bloc n°y) (RStudio version 4.0.2).	38
Figure 41 : Boxplots représentant le nombre de cécidomyies collectées dans les pièges par bloc - Résultats du test Kruskal-Wallis (PxBy = Parcelle n°x, bloc n°y) (RStudio version 4.0.2).	38
Figure 42 : Observations de <i>Phoenicoprocta sanguinea</i> Walker, 1854 : A) Au stade larvaire ; B) Au stade adulte.	39
Figure 43 : Observations de <i>Chilomima clarkei</i> Amsel, 1956 : A et B) Dégâts visibles sur la tige ; C) Stade nymphal visible ; D) Stade larvaire.	40
Figure 44 : Boxplots représentant le nombre de tiges infectées de <i>Chilomima clarkei</i> Amsel, 1956 par quadrat, pour chaque bloc et chaque visite de terrain, sur base des observations visuelles (Visite 1 : rouge ; Visite 2 : bleu ; PxBy = Parcelle n°x, bloc n°y).	41
Figure 45 : Différents Curculionidae (A - vue stéréo-microscopique, agrandissement x20).	41
Figure 46 : Boxplots représentant le nombre de Curculionidae collectées dans les pièges par bloc - Résultats de l'ANOVA (PxBy = Parcelle n°x, bloc n°y) (RStudio version 4.0.2).	42
Figure 47 : Vue stéréo-microscopique, agrandissement x20, de <i>Anastrepha manihoti</i> Lima, 1934.	42
Figure 48 : Boxplots représentant le nombre de <i>Anastrepha manihoti</i> Lima, 1934 par quadrat, pour chaque bloc et chaque visite de terrain, sur base des observations visuelles (Visite 1 : rouge ; Visite 2 : bleu ; PxBy = Parcelle n°x, bloc n°y) (RStudio version 4.0.2).	43
Figure 49 : Boxplots représentant le nombre d'individus de l'espèce <i>Anastrepha manihoti</i> Lima, 1934 collectées dans les pièges par bloc - Résultats de l'ANOVA (PxBy = Parcelle n°x, bloc n°y) (RStudio version 4.0.2).	43

Figure 50 : Feuille présentant des petites taches brunes : A) Face supérieure ; B) Face inférieure.	44
Figure 51 : Evolution de l'incidence de la maladie de la tache brune pour chaque bloc pour les 2 collectes de données (PxBy = Parcelle n°x, bloc n°y) (Données : Annexe 10).	45
Figure 52 : Boxplots représentant la sévérité de la maladie (%) de la tache brune par plant, pour chaque bloc et chaque visite de terrain, sur base des observations visuelles (Visite 1 : rouge ; Visite 2 : bleu ; PxBy = Parcelle n°x, bloc n°y) (RStudio version 4.0.2).	45
Figure 53 : Feuille présentant des grandes taches brunes.	46
Figure 54 : Evolution de l'incidence de la maladie causant la brûlure des feuilles pour chaque bloc pour les 2 collectes de données (PxBy = Parcelle n°x, bloc n°y) (Données : Annexe 10).	46
Figure 55 : Boxplots représentant la sévérité de la maladie (%) causant la brûlure foliaire par bloc et par visite, sur base des observations visuelles (Visite 1 : rouge ; Visite 2 : bleu ; PxBy = Parcelle n°x, bloc n°y) (RStudio version 4.0.2).	47
Figure 56 : Feuille présentant des taches blanches : A) face supérieure ; B) face inférieure.	47
Figure 57 : Boxplots représentant la sévérité de la maladie (%) de la tache blanche par plant, pour chaque bloc et chaque visite de terrain, sur base des observations visuelles (Visite 1 : rouge ; Visite 2 : bleu ; PxBy = Parcelle n°x, bloc n°y) (RStudio version 4.0.2).	48
Figure 58 : Vue microscopique (x100) des champignons causant des taches brunes sur les feuilles du manioc : A) Échantillon 5 ; B et C) Échantillon 6.	49
Figure 59 : Vue microscopique (x100) des champignons causant la brûlure du manioc : A) Échantillon 3 ; B) Échantillon 4.	50
Figure 60 : Vue microscopique (x100) des champignons causant des taches blanches sur les feuilles du manioc : A) Échantillon 1 ; B) Échantillon 2.	50
Figure 61 : Résultats de la PCR après électrophorèse (TP = témoin positif ; TN = témoin négatif ; 1,2,3,4,5,6 = numéros des échantillons).	51
Figure 62 : Aleurodes présentes sur un bananier.	54

Table des tableaux

Tableau 1 : Calendrier agricole du manioc dans les tropiques de Cochabamba.	5
Tableau 2 : Échelle permettant l'évaluation des aleurodes.	11
Tableau 3 : Tableau représentant la superficie, les coordonnées GPS et l'altitude des 3 parcelles expérimentales..	24
Tableau 4 : Échelle de l'indice de sévérité par feuille de la cercosporiose.	28
Tableau 5 : Conditions de la PCR ITS.	29
Tableau 6 : Répartition des agriculteurs en fonction du village et de l'altitude.	31
Tableau 7 : Répartition des agriculteurs en fonction de la surface de leur parcelle de manioc (* l'agriculteur correspondant possède 2 parcelles de 3 ha).	32
Tableau 8 : Différentes rotations des 7 producteurs de manioc.	33
Tableau 9 : Répartition des chenilles de <i>Erinnyis ello</i> (Linnaeus, 1758) observées et capturées selon le bloc et la visite ou la collecte (PxBy = Parcelle n°x, bloc n°y).	36
Tableau 10 : Résultats du test de Dunn (PxBy = Parcelle n°x, bloc n°y) (RStudio version 4.0.2).	39
Tableau 11 : Répartition des chenilles observées sur les plantes et des papillons capturés dans les pièges selon le bloc et la visite ou la collecte (PxBy = Parcelle n°x, bloc n°y).	40
Tableau 12 : Répartition des insectes de la famille des Curculionidae observés par bloc et par visite de terrain (PxBy = Parcelle n°x, bloc n°y).	41
Tableau 13 : Résultats du test de Newman et Keuls (PxBy = Parcelle n°x, bloc n°y) (RStudio version 4.0.2).	43
Tableau 14 : Tableau du nom des échantillons par type de symptômes.	48
Tableau 15 : Résultats de la quantification d'ADN par le fluorimètre Quantus.	51
Tableau 16 : Nombre de tiges touchées par <i>Chilomima clarkei</i> Amsel, 1956 par quadrat et nombre de tiges principales par plant, pour chaque bloc (à partir des données du Tableau 10 et de la Figure 47).	55
Tableau 17 : Liste des principales espèces de contrôle biologique des plus importantes espèces d'aleurodes associées au manioc dans les Amériques.	60
Tableau 18 : Contribution personnelle de l'étudiant.	64

Table des annexes

Annexe 1 : Carte représentant le relief du département de Cochabamba.	69
Annexe 2 : Carte de la végétation dans le département de Cochabamba.	69
Annexe 3 : Cartes des températures annuelles moyennes, minimales et maximales dans le département de Cochabamba.	70
Annexe 4 : Carte des précipitations moyennes annuelles dans le département de Cochabamba.	71
Annexe 5 : Enquête à destination des agriculteurs (version française).	72
Annexe 6 : Calendrier de prises de données sur le terrain.	77
Annexe 7 : Tableau reprenant les données de moyennes de la hauteur (m) de la canopée, du nombre de tiges par plant et du nombre de ramifications secondaires sur les tiges principales.	78
Annexe 8 : Tableaux récapitulatifs des insectes observés dans chaque bloc pour les 2 visites de terrain.	78
Annexe 9 : Tableaux récapitulatifs des insectes collectés dans chaque bloc pour les 3 collectes de pièges.	79
Annexe 10 : Résultats d'incidence par bloc des différents symptômes.	81
Annexe 11 : Cinq premiers résultats du séquençage : A) E1 ; B) E3	81

Table des équations

Équation 1 : Formule de sévérité des maladies par plante.	27
Équation 2 : Formule d'incidence des maladies par bloc.	27

1. Introduction et objectifs

En 2020, environ 768 millions de personnes étaient encore sous-alimentées, dont 282 millions en Afrique, 418 millions en Asie et 60 millions en Amérique latine et aux Caraïbes ¹. Suite à la crise sanitaire, l'accès à la nourriture a été de surcroît limité en raison de l'augmentation du chômage et donc de la perte de revenus des habitants et de l'augmentation des prix de l'alimentation ¹. De plus, selon l'ONU, la population mondiale devrait atteindre 9,7 milliards en 2050 et 11 milliards à la fin du siècle ². Trouver des alternatives grâce à des cultures à haut potentiel est donc primordial pour l'agriculture du futur. Le manioc étant la source la plus économique en amidon, il constitue l'alimentation de base de 105 pays, nourrissant plus de 925 millions de personnes dans les zones tropicales et subtropicales. En effet, cette culture leur apporte jusqu'à un tiers des calories quotidiennes ^{3,4}. Son développement constitue ainsi une piste très intéressante pour nourrir les personnes en situation d'insécurité alimentaire et pour subvenir aux besoins d'une population grandissante. D'ailleurs, les rendements moyens du manioc en 2008 n'étaient qu'à 20% de leurs capacités optimales ³. Afin d'accroître la production de cette culture essentielle, les surfaces qui y sont dédiées augmentent depuis plusieurs années en Bolivie, dans les tropiques de Cochabamba ⁵. Face aux bioagresseurs qui s'y installent, des solutions durables doivent être mises en place pour éviter les pertes de rendement.

L'Universidad Mayor de San Simon (UMSS) a fait la demande d'un travail de recherche ayant pour but principal d'identifier les insectes ravageurs et les maladies du manioc. Malheureusement, les écrits sur ce sujet sont très rares en Bolivie, suite aux incendies volontaires ayant ravagé des bibliothèques dans les tropiques de Cochabamba. Ceux-ci ont été allumés par des personnes soutenant le président de l'époque, Evo Morales, qui s'est opposé à toute aide extérieure dont celle pour la recherche provenant des États-Unis en 2009 ^{6,7}. Au sein de l'UMSS, le Dr Rojas Beltrán réalise déjà des travaux sur l'amélioration de la culture de manioc, au niveau de la sélection variétale notamment. Cependant, n'ayant pas les connaissances entomologiques et phytopathologiques nécessaires, il n'existe aucune donnée récente sur les bioagresseurs du manioc en Bolivie. Cette première approche du sujet s'est concentrée sur les organes aériens du manioc et concerne en particulier les moyennes parcelles de 1 à 20 ha. Pour ce type de parcelles dans les tropiques de Cochabamba, les 4 objectifs suivants sont ciblés :

- 1) Décrire le système de production du manioc ;
- 2) Identifier les insectes ravageurs des organes aériens ;
- 3) Identifier les maladies des organes aériens ;
- 4) Décrire la gestion des maladies et ravageurs identifiés.

Pour remplir ces objectifs, des enquêtes auprès des agriculteurs concernant leurs pratiques agricoles ainsi que des observations et comptages sur le terrain ont été effectués. Ensuite, l'identification des bioagresseurs observés a été réalisée en laboratoire. Enfin, des pistes de solutions pour lutter contre ces derniers ont été proposées. La recherche des insectes et maladies s'est limitée aux parties aériennes du manioc, les racines n'ont donc pas été analysées.

2. Contexte et état des lieux du système de production du manioc

2.1. Généralités sur le manioc

Le manioc cultivé, *Manihot esculenta* Crantz, fait partie de la famille des Euphorbiaceae. Cette plante est cultivée pour ses racines riches en amidon. Le genre *Manihot* est originaire d'Amérique latine, principalement du Brésil. Il y existe plus de cent espèces ayant $2n = 36$ chromosomes, mais une seule est cultivée. Après s'être fait domestiquer et s'être répandu en Amérique, l'espèce cultivée a été implantée en Afrique au XVI^e siècle et en Asie au XVIII^e ^{8,9}.

La culture du manioc est majoritairement présente en zone tropicale humide. Le sol idéal pour son implantation est un sol argilo-sableux ou sableux, riche en matières organiques, bien drainé et relativement plat ⁹. De plus, le manioc s'adapte facilement aux sols acides ¹⁰. Les meilleurs rendements sont obtenus avec des conditions de température entre 23 et 25°C toute l'année, de pluviométrie annuelle entre 1200 et 1800 mm et avec la présence d'une période sèche de 2 à 3 mois ¹¹.

M. esculenta Crantz est une plante pluriannuelle, monoïque, dont la reproduction est allogame et la pollinisation réalisée par des insectes. Les inflorescences sont fonctionnelles si elles apparaissent 6 mois après la plantation. Entre 20 et 60 fleurs unisexuées se développent par plant. Les fleurs femelles fleurissent 5 à 8 jours avant les fleurs mâles mais celles-ci sont dix fois plus nombreuses. Le type de fruit porté par le manioc est une capsule, qui devient mature après 3 à 5 mois. Elle éclate en période sèche et projette 3 graines par capsule. Le pouvoir germinatif de la graine n'étant que de 30%, la reproduction par ce biais n'est pas privilégiée, sauf pour la sélection variétale. De plus, l'installation de la culture est longue et la plante accumule une grande partie de l'amidon dans une racine-pivot très fibreuse qui n'est pas facilement consommable. La méthode la plus utilisée est donc le bouturage des tiges ¹¹. Pour cela, 10 à 40 cm, soit minimum 5 nœuds de la partie la plus lignifiée de la tige, sont prélevés sur des plants sains et matures. Les boutures sont ensuite plantées dans le sol à 10 cm de profondeur et ce de manière inclinée, avec les bourgeons vers le haut, afin d'accélérer l'enracinement et la croissance des bourgeons ^{9,12}.

Les différentes variétés de manioc se distinguent par des caractères morphologiques comme la taille et la forme des feuilles, la couleur de la tige à maturité, la forme et la couleur des racines, mais également en fonction du goût doux ou amer de ces racines. Cette amertume est due à la libération d'acide cyanhydrique en conséquence d'une blessure. Le manioc amer peut causer des intoxications alimentaires voire la mort, d'où la nécessité de le transformer via différents processus comme la fermentation, le découpage ou la cuisson ^{11,12}.

2.2. Le manioc dans le monde, en Bolivie et dans les tropiques de Cochabamba

Au niveau mondial, de nombreux pays sont producteurs de manioc, situés en Afrique, Asie, Amérique latine et centrale et même en Océanie (Figure 1). L'Afrique, qui représentait 64% de la production en 2020, est le continent le plus productif selon FAOSTAT (2020) ¹³. L'Asie ainsi que l'Amérique latine et centrale représentaient respectivement 27% et 8,1% de la production et l'Océanie 0,1%. Le Nigéria est le premier producteur mondial avec environ 60 millions de tonnes de manioc produites en 2020. La même année, le Brésil est en tête des productions latino-américaines avec plus de 18 millions de tonnes produites. La Bolivie, elle, est bien moins productive avec 203 633 tonnes seulement ¹³. En 2020, la Bolivie a exporté pour seulement 2 580 \$ de manioc aux États-Unis, faisant du pays le 133e exportateur de manioc du monde. Le pays importe également pour 560 000 \$ de manioc, dont 538 000 \$ provient du Pérou et 21 900 \$ du Paraguay ¹⁴.

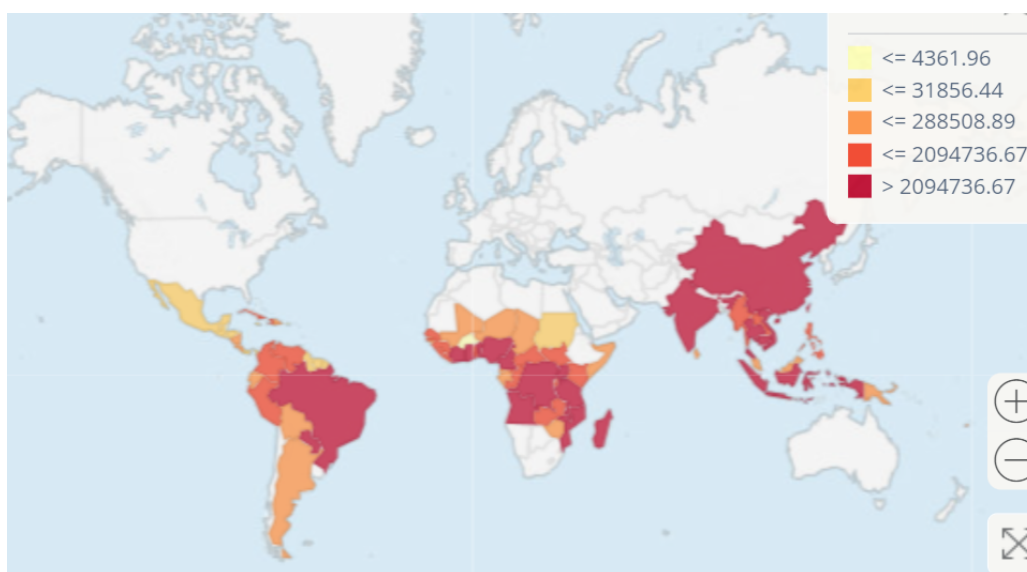


Figure 1 : Carte mondiale représentant la quantité de manioc produites par chaque pays, en tonnes ¹³.

En Bolivie, les rendements ont bien diminué depuis 1972 où ils étaient de 13,3 tonnes/ha (Figure 2) ¹⁵. La cause de cette baisse n'est pas connue, d'où la nécessité d'accroître les recherches concernant la culture. En 2020, ils étaient seulement de 6,99 tonnes/ha, tandis qu'au Brésil, ils sont à environ 15 tonnes/ha de rendement ¹⁵.

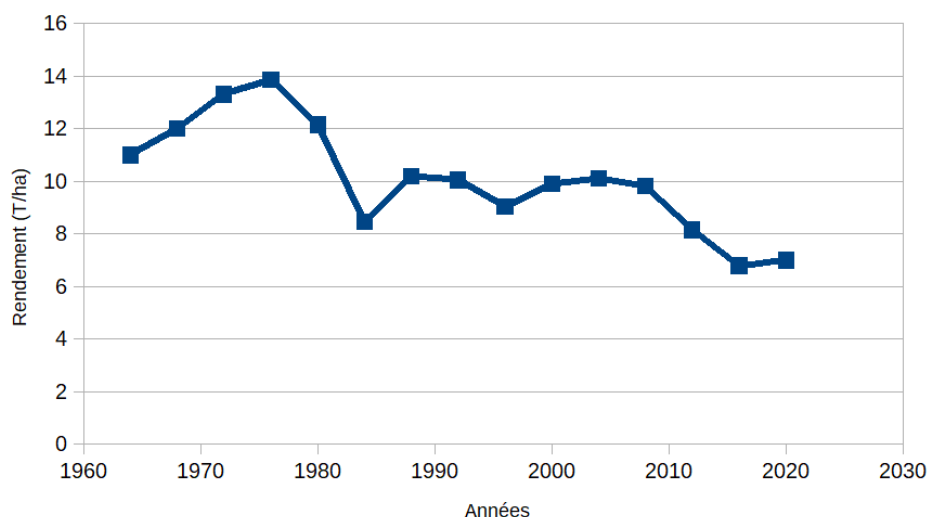
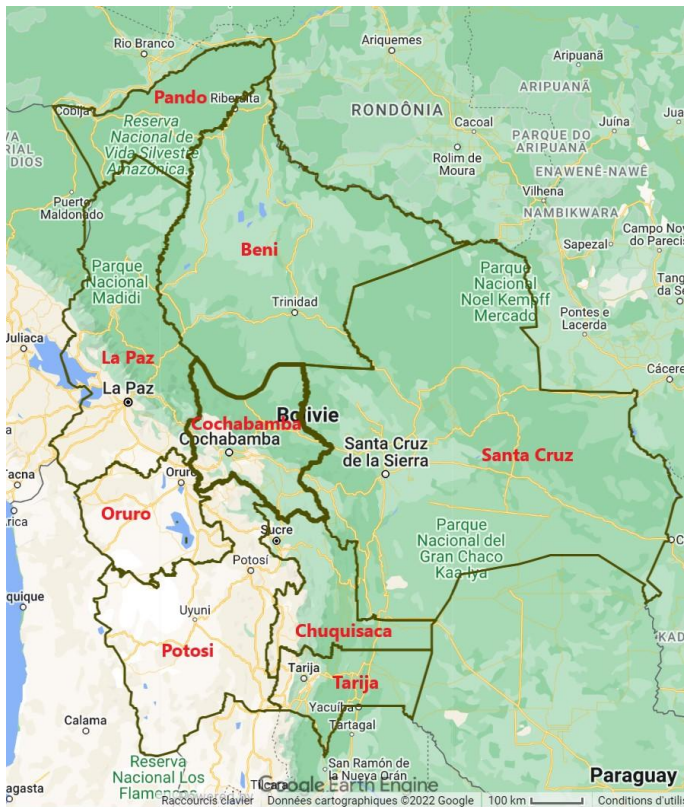


Figure 2 : Evolution du rendement en tonnes/ha du manioc en Bolivie de 1964 à 2020, tous les 4 ans, réalisé à partir des données de FAOSTAT ¹⁵.

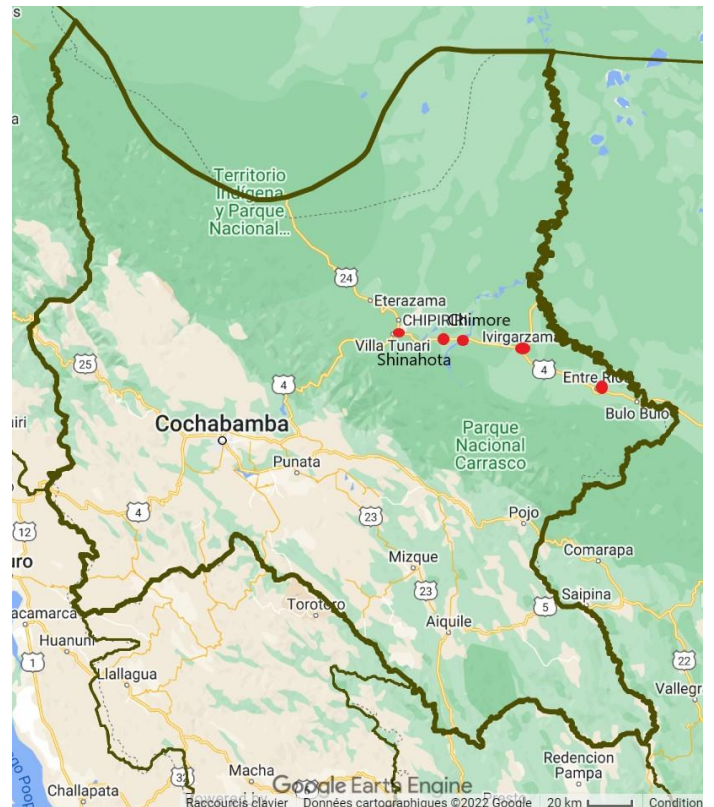
Selon Leniz Chumacero (2002), la culture du manioc en Bolivie est pratiquée de manière traditionnelle par des petits agriculteurs. À Cochabamba, elle occupe une place importante au sein des systèmes de production. Les variétés choisies produisent des racines de hautes qualités gustatives et riches en amidon, afin de pouvoir les vendre au meilleur prix sur le marché. Au fil des années, les variétés les plus productives ont été privilégiées afin d'accroître les rendements. Les principales zones de production en Bolivie sont les départements de Santa Cruz, Cochabamba, Beni, Pando et La Paz (Figure 3, A) ¹². Selon J. Rojas Beltrán, dans un article d'Alvarez (2021), 30 variétés de manioc existent dans les tropiques de Cochabamba, aussi appelés le Chapare. Dans cette zone, il a pu observer une forte augmentation de la surface des terres consacrées à la culture. En effet, dans le passé, les villageois plantaient du manioc dans un coin de leur jardin. Désormais, certains y consacrent plusieurs hectares, augmentant ainsi la production de la région des tropiques de Cochabamba à 6 tonnes/ha par cycle de production. Ce n'est tout de même pas suffisant pour rattraper les tropiques de Santa Cruz, la zone la plus productive de manioc en Bolivie qui peut parfois produire jusqu'à 70 tonnes/ha par cycle de culture ⁵.

Les racines de manioc produites dans les tropiques de Cochabamba sont envoyées aux marchés de Cochabamba, de Santa Cruz ou dans les marchés locaux des tropiques (Villa Tunari, Shinahota, Chimoré, Ivirgarzama, Entre Ríos (Figure 3, B)) ¹².

Selon Leniz Chumacero (2002), les bonnes pratiques culturales à adopter pour de bons rendements dans les tropiques de Cochabamba sont : une bonne préparation du sol (abattage et brûlage) ; une bonne sélection du matériel bouturé ; la plantation des boutures de façon inclinée de juillet à septembre et à une densité de 6667 à 10 000 plants/ha ; une fertilisation de 30 kg d'azote et de 100 kg de K₂O par an et par hectare ; et par le contrôle des adventices les 4 premiers mois de la croissance des plants. Toutes les pratiques sont répertoriées selon le calendrier agricole du manioc dans les tropiques de Cochabamba (Tableau 1) ¹².



A)



B)

Figure 3 : A) Carte des départements de Bolivie ; B) Carte du département de Cochabamba, zoom sur les villes marchandes des tropiques ¹⁶.

Tableau 1 : Calendrier agricole du manioc dans les tropiques de Cochabamba ¹².

Pratiques	Mois															
	M	J	J	A	S	O	N	D	J	F	M	A	M	J	J	A
Préparation du sol																
Plantation																
Contrôle des mauvaises herbes																
Fertilisation chimique																
Contrôle des ravageurs																
Récolte																

2.3. Conditions pédoclimatiques

Les tropiques de Cochabamba peuvent être délimités par la Cordillère des Andes. En effet, la zone tropicale est visible sur la carte représentant les zones écologiques (Figure 4), où une distinction nette est faite entre la zone tropicale montagneuse et la zone d'intérêt, une forêt tropicale humide ("Tropical moist forest" et "Tropical rainforest")¹⁶.

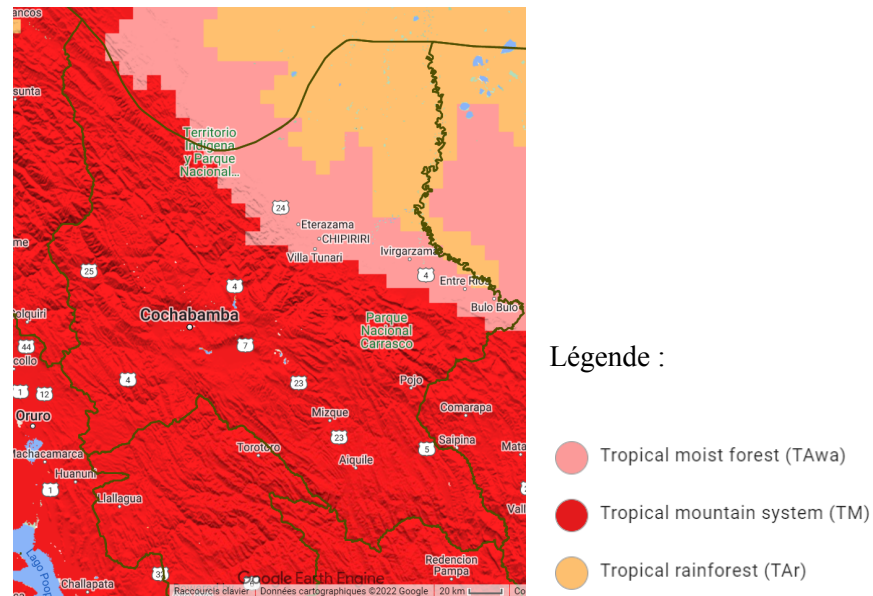


Figure 4 : Carte des zones écologiques représentant les tropiques de Cochabamba¹⁶.

Cette zone est facilement distinguable par d'autres paramètres comme l'altitude, la végétation, les températures moyennes, minimales et maximales annuelles et les précipitations moyennes annuelles (*Annexes 1, 2, 3 et 4*)¹⁶.

A Villa Tunari, de avril-mai à août-septembre, les températures minimales moyennes sont plus basses (Figure 5) et les précipitations sont beaucoup moins abondantes en termes de quantité (Figure 6) et de nombre de jours de pluie (Figure 7), ce qui correspond à la saison sèche. L'humidité, elle, reste plus ou moins constante sur l'année (Figure 8)¹⁷.

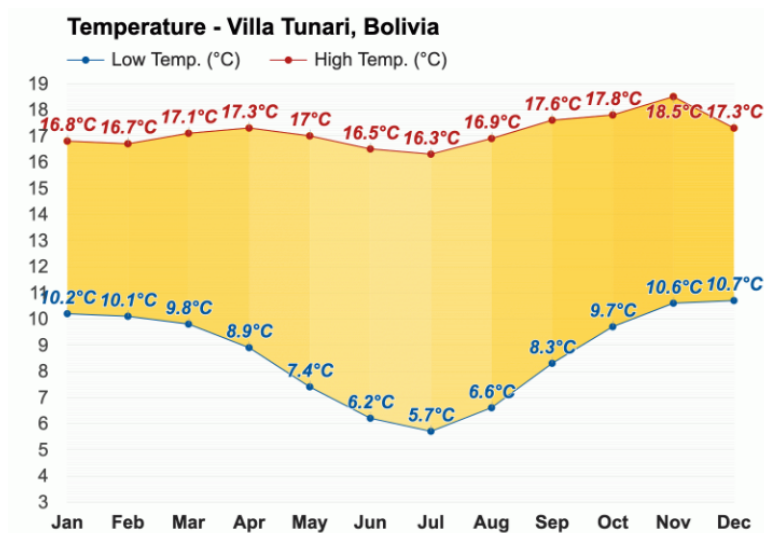


Figure 5 : Évolution des moyennes de températures minimales et maximales par mois à Villa Tunari

17

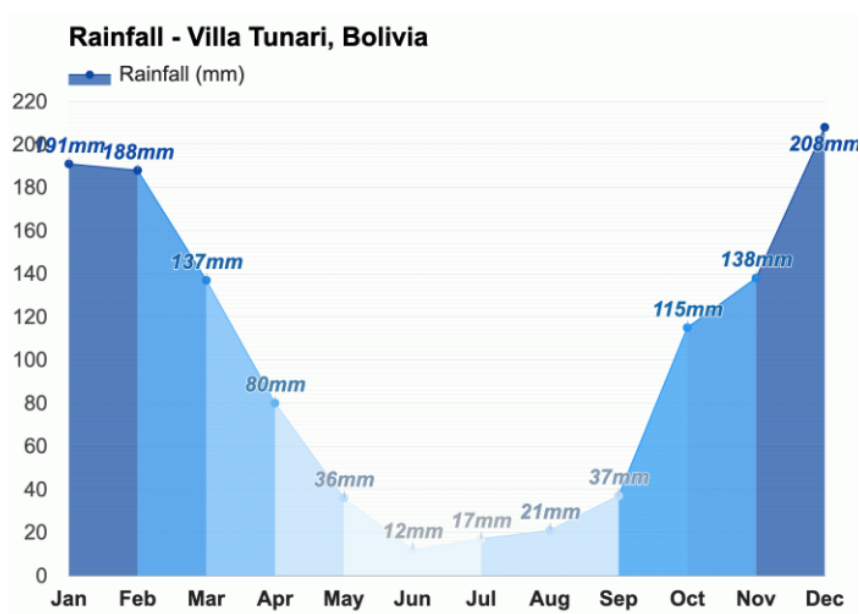


Figure 6 : Évolution des précipitations moyennes par mois à Villa Tunari ¹⁷.

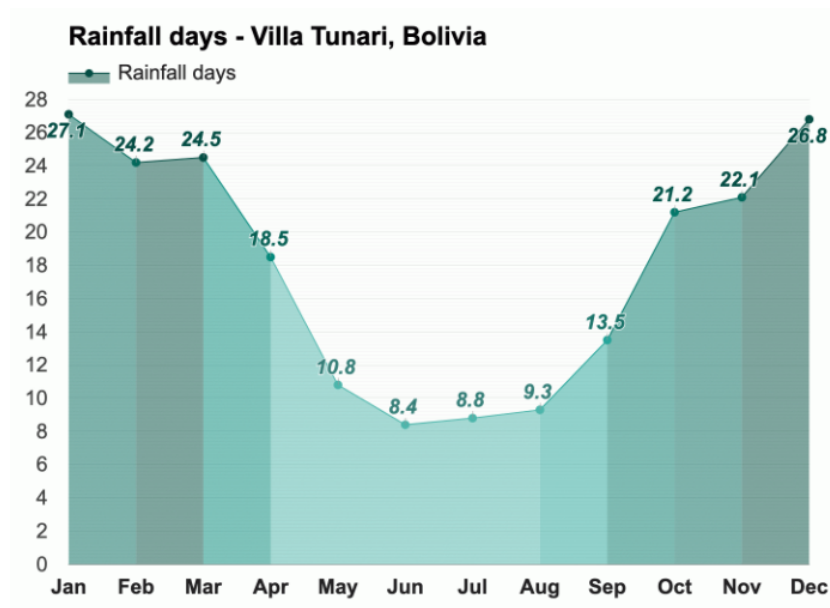


Figure 7 : Évolution du nombre de jours moyen de pluie par mois à Villa Tunari ¹⁷.

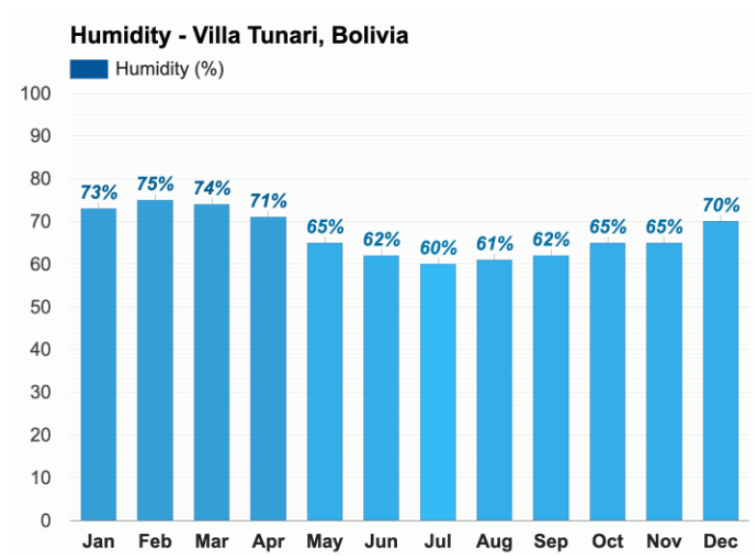


Figure 8 : Évolution de l'humidité moyenne par mois à Villa Tunari ¹⁷.

2.4. Ravageurs et maladies potentiels du manioc

2.4.1. Insectes et acariens

Selon Bellotti *et al.* (2009), les ravageurs les plus importants des organes aériens du manioc présents chez les gros producteurs d'Amérique (Brésil, Colombie, Venezuela, Équateur, Paraguay) sont les acariens verts, les mouches blanches, les cochenilles farineuses, les chenilles du sphinx *Erinnyis ello* (Linnaeus, 1758), les punaises *Vatiga spp.*, les foreurs de tiges comme *Chilomima clarkei* Amsel, 1956 ou *Coelosternus spp.* et les thrips. Il existe aussi d'autres ravageurs secondaires, qui causent des pertes de rendement moins importantes¹⁸.

2.4.1.1. RAVAGEURS DES FEUILLES

a) Punaises *Vatiga spp.* (Hemiptera : Tingidae)

Ce genre de punaises est présent au Brésil, dans les Caraïbes et en Floride pour l'espèce *Vatiga illudens* (Drake, 1992) et en Colombie, au Venezuela, à Cuba, au Pérou, en Équateur, au Paraguay et au Brésil pour l'espèce *Vatiga manihotae* (Drake, 1992)^{19,20}. À des densités élevées, *Vatiga spp.* peut réduire la productivité des racines de manioc jusqu'à 39%^{4,20-23}. Les nymphes et les adultes peuvent réduire l'efficacité de la photosynthèse et dans les cas les plus graves peuvent causer prématurément la chute des feuilles en se nourrissant de leur sève. En effet, cela laisse des taches chlorotiques qui deviennent rouges à brunes sur la face supérieure des feuilles^{4,24}. L'infection de la culture a lieu en début de saison sèche. Les adultes sont gris et mesurent 3 mm (Figure 7)⁴.

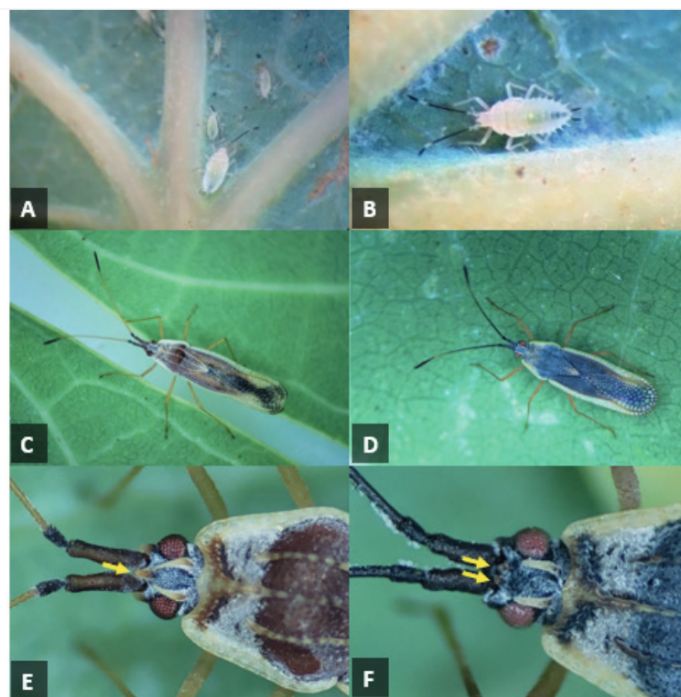


Figure 9 : *Vatiga spp.* : A et B) Stade nymphal ; C et E) Adulte de *Vatiga illudens* (Drake, 1992) ; D et F) Adulte de *Vatiga manihotae* (Drake, 1992)²³.

b) Cochenilles farineuses du manioc (Hemiptera : Pseudococcidae)

La cochenille farineuse du manioc est un insecte ravageur originaire d'Amérique du Sud, qui a été répandu en Afrique ²⁵. Différentes espèces ravageuses du manioc existent telles que *Phenacoccus herreni* Cox & Williams, 1981, *Phenacoccus gossypii* Townsend & Cockerell, 1898, *Ferrisia virgata* (Cockerell, 1893), *Phenacoccus madeirensis* Green, 1923 et *Phenacoccus manihoti* Matile-Ferrero, 1977. Ces insectes ont leur corps blanc recouvert d'une couche cireuse blanche ²⁴. Les plus communes, *P. herreni* et *P. manihoti*, piquent et sucent la sève des feuilles et des bourgeons, causant ainsi la déformation de la tige et l'enroulement, le recroquevillement et le dessèchement des feuilles. De plus, de la fumagine peut être produite, recouvrant ainsi les feuilles et les pétioles ce qui réduit l'efficacité de la photosynthèse. Les plants peuvent être défoliés et la croissance inhibée, ce qui cause des pertes de rendement pouvant aller jusqu'à 88% ^{18,24}. Les dégâts sont plus sévères en saison sèche ²⁶.

c) Mouches blanches/Aleurodes (Hemiptera : Aleyrodidae)

Le terme "mouche blanche" ou aleurode regroupe différents genres qui sont ravageurs de la culture du manioc. Ce sont des insectes très petits, mesurant 2 à 3 mm de long à l'âge adulte (Figure 10). Parmi les espèces principales s'attaquant au manioc se retrouvent *Aleurotrachelus socialis* Bondar, 1923, *Bemisia tuberculata* (Gennadius, 1889), *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889), *Trialeurodes variabilis* (Quaintance, 1900), *Aleurodicus dispersus* Russell, 1965, *Aleurothrixus aepim* (Goeldi, 1886) et *Tetraleurodes sp.* ²⁴. *B. tabaci* est le vecteur du virus de la mosaïque africaine du manioc et de la striure brune du manioc ^{18,27}. En plus des dégâts indirects comme la propagation de virus, les aleurodes causent des dommages directs car elles se nourrissent du phloème des feuilles apicales. Cela provoque l'enroulement, la chlorose, le flétrissement, la nécrose et enfin la chute des feuilles ²³. Les aleurodes induisent, comme la cochenille, la production de fumagine, un complexe de champignons dont le prédominant est *Capnodium sp.*. Il se développe sur les feuilles basales majoritairement (Figure 11). Cela est dû aux énormes sécrétions de miellat sur les feuilles ^{28,29}. La fumagine a pour effet l'inhibition de la photosynthèse en limitant la respiration et le ralentissement de la croissance du manioc ³⁰. Les pertes de rendement vont jusqu'à 79% selon l'infestation. Les femelles pondent leurs œufs sur la face inférieure des feuilles apicale. La présence des aleurodes se mesure grâce à l'échelle du Tableau 2 ¹⁸.



Figure 10 : Aleurodes adultes ³¹.



A)

B)

Figure 11 : Fumagine causée par les aleurodes : A) Sur les vieilles feuilles ²⁸ ; B) Sur la face supérieure des feuilles ²⁴.

Tableau 2 : Échelle permettant l'évaluation des aleurodes ¹⁸.

Indice des dommages	Adultes/oeufs	Nymphes	Description des dommages de la plante
1	Propre	Propre	Bourgeon sain
2	1-50	1-200	Feuilles de bourgeons légèrement flasques, feuilles vertes
3	51-200	201-500	Début d'enroulement du bord des feuilles hautes et basses
4	201-500	501-2000	Feuilles très déformées, marbrures vertes jaunâtres sur le bourgeon et les feuilles intermédiaires, suintement sucré
5	501-1000	2001-4000	Fumagine, présence de quelques feuilles sèches et tiges fines
6	>1000	>4000	Plante morte ou en décomposition

d) Chenilles de *Erinnyis ello* (Linnaeus, 1758) (Lepidoptera : Sphingidae)

La chenille du sphinx *Erinnyis ello* (Linnaeus, 1758) est répertoriée au Brésil, en Argentine, au Paraguay, dans les Caraïbes et au Sud des États-Unis ^{32,33}. Les larves se nourrissent des feuilles de manioc, des bourgeons et des jeunes pousses tendres de la tige. Les dégâts peuvent entraîner une défoliation complète si l'attaque de l'insecte est sévère, mais également une perte de rendement des racines au niveau quantité et qualité via une baisse de la teneur en amidon ³². En effet, selon Arias et Bellotti (1987), l'insecte peut provoquer jusqu'à 25% de pertes de rendement racinaire après une seule attaque et jusqu'à 47% après deux attaques pour un sol fertile et elles peuvent être plus élevées pour un sol infertile ³⁴. Les papillons sont des sphinx gris nocturnes et ils pondent des œufs individuels qui passeront ensuite par 5 stades larvaires (Figure 12). Le pic d'activité d'*E. ello* se produit à la saison

des pluies, là où les températures sont plus élevées ³⁵. Afin de défolier un plant complètement en 3-4 jours sur un sol infertile, 4,5 larves au cinquième stade sont nécessaires pour un plant âgé d'un mois et 13 larves pour une plante de 3 mois. Pour un sol fertile, la densité de larves doit être plus élevée ³⁴.

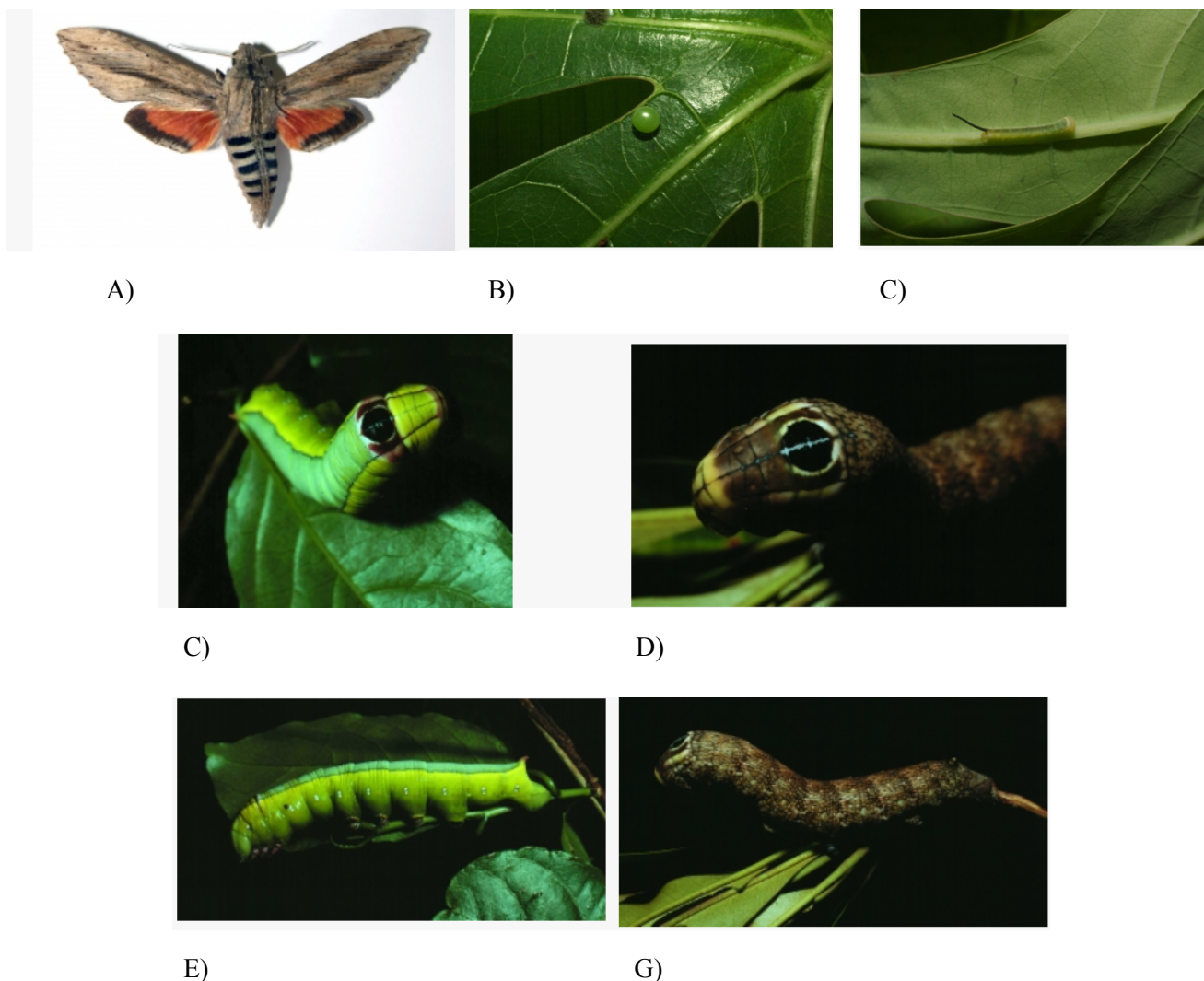


Figure 12 : *Erinnyis ello* (Linnaeus, 1758) : A) Adulte ; B) Oeuf ; C à G) Stades larvaires ³⁶.

e) Acariens verts du manioc *Mononychellus* spp. (Trombidiformes : Tetranychidae)

Originaires d'Amérique du Sud, les acariens verts se sont également répandus dans le continent africain depuis les années 70 ²⁵. Environ 50 espèces d'acariens s'attaquent au manioc, dont les principales sont *Mononychellus tanajoa* (Bondar, 1938), *Mononychellus progresivus* Doreste, 1981 et *Mononychellus caribbeanae* (McGregor, 1950) ³⁷. *M. tanajoa* est un insecte visible à l'aide d'une loupe sur la face inférieure des jeunes feuilles de manioc. En suçant la sève des feuilles et des extrémités des tiges, il cause la formation de taches chlorotiques ressemblant à des piqûres sur la face supérieure des feuilles (Figure 13). Par conséquent, les feuilles deviennent plus étroites et peuvent tomber, ce qui a pour conséquence la réduction de la photosynthèse ^{31,38}. Selon Yaninek et Herren (1988), il cause des pertes de rendement allant de 13 à 80% ³⁹. Celles-ci sont plus importantes en saison sèche ³¹.



Figure 13 : Symptômes causés par l'acarien vert du manioc ³¹.

f) Thrips (Thysanoptera : Thripidae)

Les thrips peuvent causer des dommages importants en Amérique centrale et du Sud, et ce particulièrement pendant la saison sèche pendant tous les stades de croissance du manioc ⁴⁰. Les principales espèces sont *Frankliniella williamsi* Hood, 1915, *Corynothrips stenopterus* Williams, 1913 et *Scirtothrips manihoti* (Bondar, 1924) ^{24,41}. Ces thrips se trouvent sur les jeunes feuilles des plants de manioc et sur les bourgeons terminaux, causant des dommages à ceux-ci. Un développement anormal des jeunes feuilles est observé, se traduisant par un étranglement de celles-ci, l'apparition de taches chlorotiques et de petites déchirures irrégulières dans les folioles (Figure 14). Au niveau de la partie verte des tiges et des pétioles, des blessures brunes imprégnées de subérine sont causées par l'insecte qui a un appareil buccal piqueur-suceur. La croissance de pousses latérales est induite sur les variétés sensibles ²⁴. Selon Bellotti *et al.* (2009), le rendement en manioc peut diminuer jusqu'à 28%

18



Figure 14 : Dégâts sur les feuilles de manioc causés par les thrips ²⁴.

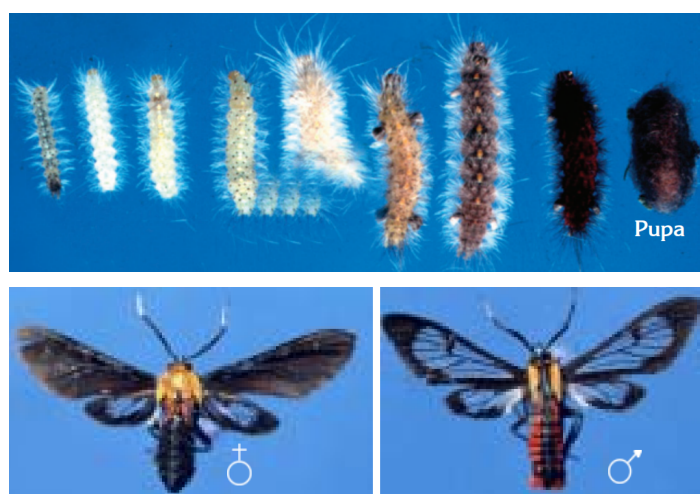
g) Ravageurs des feuilles moins dommageables

Parmi les autres ravageurs des feuilles moins dommageables, il existe notamment la larve de *Iatrophobia brasiliensis* (Rübsaamen, 1908) (Diptera : Cecidomyiidae), une cécidomyie qui cause des galles sur les feuilles de manioc, réduisant la capacité de photosynthèse (Figure 15). Ces moucheron, qui mesurent 1 à 5 mm de long, pondent 4-5 œufs individuels à la surface des feuilles^{42,43}. Lors du premier stade larvaire, elles induisent une hypertrophie, qui forme une galle jaune verdâtre à rouge incurvée et mesurant entre 5 et 15 mm de long et entre 3 et 5 mm de large, où les deuxième et troisième stades larvaires grandissent. L'adulte émerge par le trou présent sur la face inférieure des feuilles^{24,42,43}.



Figure 15 : Galles causées par *Iatrophobia brasiliensis*⁴⁴.

De plus, les chenilles de *Phoenicoprocta sanguinea* Walker, 1854 (Lepidoptera : Arctiidae) se nourrissent des feuilles du manioc. Elles y laissent des perforations circulaires dans les premiers stades larvaires et des trous irréguliers à la fin de leur stade larvaire (Figure 16, B). Ces chenilles poilues mesurent entre 1mm et 1,5 cm de long, puis forment une chrysalide à partir des poils du corps (Figure 16, A). Les adultes sont des papillons de couleur métallique bleue, rouge ou jaune sur le corps avec un fond noir et ils mesurent jusqu'à 2,5 cm. Les ailes sont noires avec des zones transparentes (Figure 16, C)²⁴.



A)



B)

Figure 16 : *Phoenicoprocta sanguinea* Walker, 1854 : A) Stades larvaires et adultes ; B) Dégâts²⁴.

Les fourmis coupeuses de feuilles *Atta cephalotes* (Linnaeus, 1758) et *Acromyrmex* sp. (Hymenoptera : Formicidae) peuvent également causer des dégâts mineurs à la culture de manioc ²⁴.

La mouche des bourgeons, dont les espèces les plus importantes sont *Neosilba pendula* (Bezzi, 1919), *Lonchaea chalybea* Wiedemann, 1830 et *Neosilba perezii* (Romero & Ruppel, 1973) (Diptera : Lonchaeidae), retardent la croissance des plants en s'attaquant aux bourgeons. Les femelles pondent leurs œufs directement sur les bourgeons, les larves vont éclore et pénétrer dans la tige. Plus de 15 larves peuvent vivre dans un bourgeon et un exsudat laiteux est produit ²⁴.

2.4.1.2. RAVAGEURS DES TIGES

a) Chenille de *Chilomima clarkei* Amsel, 1956 (Lepidoptera : Crambidae)

Chilomima clarkei Amsel, 1956 est connu comme foreuse de tiges pendant son stade larvaire en Colombie, au Venezuela, en Argentine et au Brésil ⁴⁵⁻⁴⁷. La production de racines peut diminuer de 45 à 62% si les plants sont touchés à 35% ⁴⁸. De plus, lorsque l'infestation est élevée, la quantité et la qualité du matériel de propagation du manioc sont limitées ⁴⁹. Les adultes sont des papillons nocturnes de 2,5 à 3 cm de long, avec des bandes de couleur bronze sur les ailes antérieures (Figure 17, D). Les femelles pondent leurs œufs sur la tige au niveau des nœuds ou à proximité des bourgeons axillaires. Les larves qui en émergent sont apodes et peuvent passer par 6 à 12 stades (Figure 17, B). Elles se nourrissent de la couche superficielle de la tige et forment une toile protectrice. Au quatrième stade, la larve entre dans la tige et crée des galeries. Ensuite, elle s'encapsule pour passer au stade nymphal (Figure 17, C). *C. clarkei* est ainsi facile à détecter étant donné la présence de toiles ressemblant à des toiles d'araignées et de leurs excréments ressemblant à de la sciure au niveau des trous dans la tige (Figure 17, A) ^{24,48-50}.

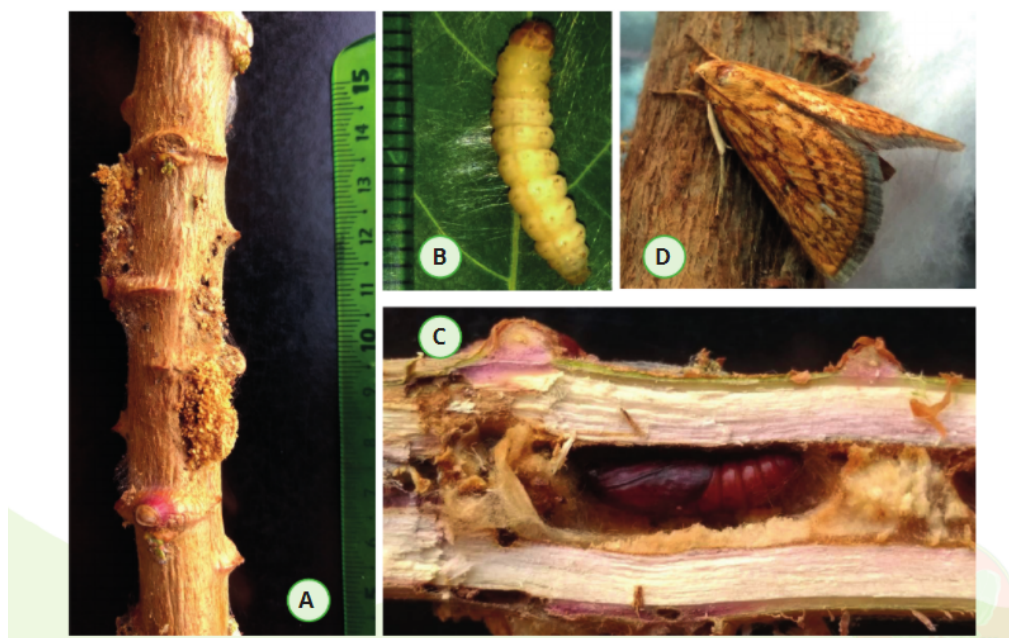


Figure 17 : *Chilomima clarkei* Amsel, 1956 : A) Dégâts ; B) Stade larvaire ; C) Stade nymphal ; D) Adulte ⁴⁹.

b) *Coelosternus sp.* (Coleoptera : Curculionidae)

Selon Alvarez *et al.* (2002), le charançon *Coelosternus sp.* est un ravageur de tiges important au Brésil. En effet, les larves creusent des tunnels dans la région centrale de la tige, qui peut alors se dessécher ou se casser. Les femelles pondent leurs œufs sous l'écorce du manioc, dans des cavités réalisées grâce à leur rostre. Les larves se développent ensuite. Elles sont incurvées, de couleur blanc jaunâtre à brun pâle (Figure 18, A). Dans une chambre créée à l'extrémité d'une galerie se déroule le stade nymphal pendant environ un mois. Des excréments protègent cette cavité (Figure 18, B). Enfin, un adulte brun de 6 à 12 mm émerge de cette nymphe (Figure 18, A) ²⁴. Selon Bellotti *et al.* (2009), il peut y avoir 45 à 62% de pertes de rendement pour 35% des plants touchés ¹⁸.



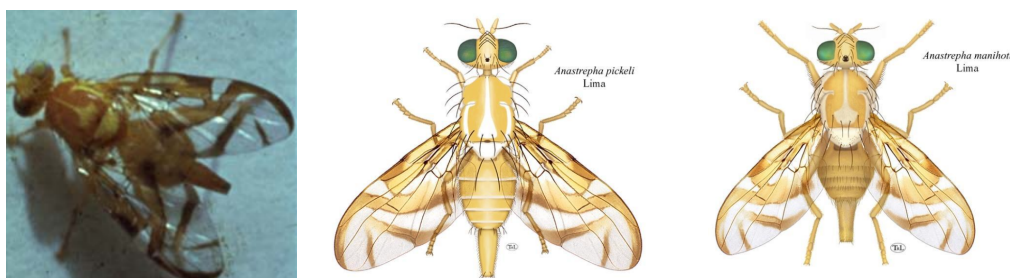
A)

B)

Figure 18 : *Coelosternus sp.* : A) Stades larvaire et adulte ; B) Dégâts ²⁴.

c) Ravageur des tiges moins dommageable

Deux espèces de mouche du fruit attaquent les plants de manioc dans plusieurs régions d'Amérique centrale et du Sud, dont la Colombie. Elles sont *Anastrepha pickeli* Lima, 1934 et *Anastrepha manihoti* Lima, 1934 (Diptera : Tephritidae) (Figure 19, B et C). Les adultes sont de couleur jaunâtre avec des ailes transparentes à bandes brunes et mesurent environ 10 mm de long (Figure 19, A). Elles ne causent pas de dégâts économiques si les adultes pondent dans les fruits mais s'il y en a peu dans le champ, ils pondent dans les tiges tendres. À partir de la piqure de l'ovipositeur, un latex germe et le tissu de la tige se détériore. Les larves forent ensuite des galeries, créant ainsi une porte d'entrée pour la bactérie *Erwinia carotovora* *pv.* *carotovora*, qui provoque la mort des bourgeons et des terminaisons du plant de manioc. Cependant, la plante peut se remettre de ces attaques. Si les boutures infectées sont utilisées comme matériel de propagation, elles induisent des pertes de rendement ^{24,35}.



A)

B)

C)

Figure 19 : A) Adulte de la mouche du fruit ²⁴ ; B) *Anastrepha pickeli* Lima, 1934 ⁵¹ ; C) *Anastrepha manihoti* Lima, 1934 ⁵².

2.4.2. Maladies

Selon le Handbook du CIAT (2012), les principales maladies fongiques et bactériennes attaquant les organes aériens du manioc qui limitent les rendements sont la bactériose du manioc, la maladie de la super-élongation, les cercosporioses ainsi que l'anthraxose³⁵. Les principales maladies virales en Amérique latine sont la mosaïque commune du manioc (CsCMV) et la mosaïque des nervures du manioc (CsVMV)⁵³.

2.4.2.1. MALADIES FONGIQUES

a) Anthracnose : *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.) Penz. & Sacc.

L'anthraxose est une maladie causée par l'agent *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.) Penz. & Sacc., aussi appelé *Gloeosporium manihotis* Henn. ou encore *Glomerella cingulata* (Stoneman) Spauld. & H. Schrenk^{35,54}. Elle se manifeste par la présence de taches foliaires enfoncées de 10 mm de diamètre situées à la base des feuilles. Ces taches provoquent ensuite la mort des feuilles. De plus, les jeunes tiges se flétrissent et quand elles sont matures, des chancres apparaissent sur celles-ci ainsi que sur les pétioles foliaires (Figure 20). Au centre de ces chancres, des zones roses correspondant aux fructifications fongiques sont présentes^{24,35,55}.

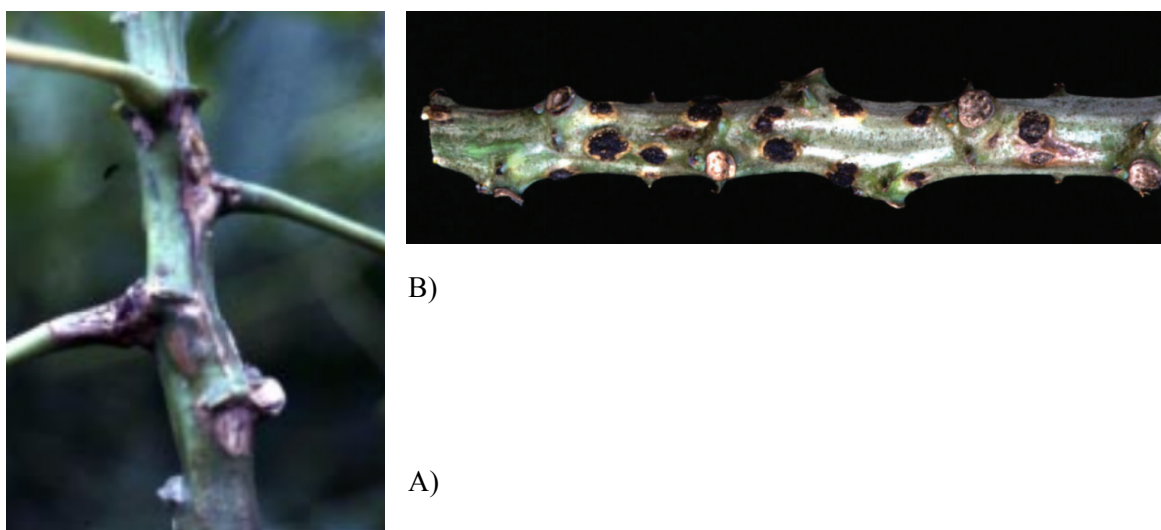


Figure 20 : Chancres causés par l'anthraxose : A) A la base des pétioles⁵⁵ ; B) Sur la tige²⁴.

b) Cercosporioses :

Selon Msikita *et al.* (2000), il existe 3 types de cercosporiose touchant la culture du manioc⁵⁵.

1) Maladie de la tache brune : *Cercosporidium henningsii* (Allesch.) Deighton

Selon Alvarez *et al.*, *C. henningsii* (Allesch.) Deighton, causant la tache brune sur les feuilles de manioc, se trouve principalement dans les régions chaudes mais peu humides^{24,56}. La maladie a été observée en Asie, en Amérique du Nord et latine et en Afrique³⁵. La présence de l'agent pathogène se traduit par des taches foliaires visibles sur les deux faces. Sur la face supérieure, ces lésions circulaires uniformes apparaissent avec une marge définie et plus sombre (Figure 21). Généralement, 2 ou 3 taches sont présentes par foliole. Sur la face inférieure, les marges sont moins définies et au centre des taches se trouvent les conidiophores et conidies du champignon. La couleur de cette zone est plutôt

gris olivacé. Les taches peuvent grandir de 3 à 12 mm de diamètre mais étant limitées par les nervures, elles prennent une forme irrégulière. Le tissu mort des lésions peut également tomber pour former un trou dans la feuille. Les feuilles infectées deviennent jaunes et sèches puis tombent, et ce, complètement à la saison des pluies si la variété est sensible ^{24,35,55,57}. Une forte sévérité peut causer des pertes de rendement allant jusqu'à 20% ⁵⁶. La température de germination optimale pour ce champignon est de 39°C, avec un maximum à 43°C ^{35,57}.



Figure 21 : Symptômes de la maladie de la tache brune causée par *Cercosporidium henningsii* (Allesch.) Deighton ⁵⁶.

2) Maladie causant la brûlure foliaire : *Cercospora vicosae* A.S. Mull. & Chupp

La cercosporiose provoquant la brûlure foliaire est causée par *Cercospora vicosae* A.S. Mull & Chupp. ⁵⁶. Cette maladie est principalement retrouvée dans les régions chaudes de la Colombie et du Brésil, pendant la saison des pluies ^{24,58}. Les symptômes observés sont des grandes taches brunes non délimitées par les nervures. Elles peuvent recouvrir plus d'un cinquième de la surface foliaire. Sur la face supérieure, les lésions sont brunes et uniformes, contrairement à la face inférieure (Figure 22). En effet, les centres y sont grisâtres à cause des conidies et conidiophores. Les variétés les plus sensibles peuvent être défoliées, et ce particulièrement à la fin de la saison des pluies. Les feuilles deviennent jaunes et sèches avec la progression de la maladie, jusqu'à tomber. Son incidence ainsi que son importance sont faibles selon le CIAT (2012) ³⁵.



Figure 22 : Symptômes causés par la maladie causant la brûlure des feuilles, engendrée par *Cercospora vicosae* A.S. Mull & Chupp ⁵⁶.

3) Maladie de la tache blanche : *Phaeoramularia manihotis* (F. Stevens & Solheim) M.B. Ellis

Le champignon causant de petites taches blanches ou jaunes brunâtres sur la face supérieure des feuilles peut être nommé *Phaeoramularia manihotis* (F. Stevens & Solheim) M.B. Ellis, *Cercospora caribae* Chupp & Ciferri, *Passalora manihotis* (F. Stevens & Solheim) U. Braun & Crous ou encore *Ragnhildiana manihotis* F. Stevens & Solheim^{55,59}. Il peut être présent dans les régions froides et humides d'Asie, d'Amérique latine, d'Amérique du Nord et d'Afrique³⁵. Les taches symptomatiques sont circulaires ou angulaires, de 1 à 7 mm de diamètre et sont souvent accompagnées d'un halo violacé sur la face supérieure de la feuille (Figure 23)^{35,55}. Sur la face inférieure, les taches sont moins faciles à distinguer car les marges sont plus diffuses et le centre des taches est grisâtre à cause de la fructification du champignon^{24,35}. De plus, une défoliation complète peut avoir lieu sur les variétés sensibles de manioc. La température optimale pour la germination des conidies est de 33°C, avec un maximum à 43°C³⁵.



Figure 23 : Symptômes de la maladie de la tache blanche, causée par *Phaeoramularia manihotis* (F. Stevens & Solheim) M.B. Ellis⁵⁵.

c) Super-élongation : *Sphaceloma manihoticola* Bitanc. & Jenkins

La maladie de la super-élongation est causée par l'agent pathogène *Sphaceloma manihoticola* Bitanc. & Jenkins, la forme asexuée de *Elsinoe brasiliensis* Bitanc. & Jenkins³⁵. Elle a été retrouvée au Costa Rica, en Colombie, au Mexique, à Cuba, au Venezuela, en République Dominicaine, au Panama, au Brésil et en Thaïlande^{35,60}. Ce champignon cause un allongement caractéristique des entre-nœuds des tiges qui deviennent minces et faibles. Par conséquent, les feuilles peuvent s'enrouler ou se déformer et des chancres peuvent apparaître sur les nervures sur la face inférieure et sur les pétioles et les tiges (Figure 24)²⁴. Ces chancres sont composés de bords sombres et leur taille peut varier. Les feuilles meurent partiellement ou totalement, provoquant ainsi une forte défoliation, voire un dépérissement de la plante³⁵. Les pertes de rendement peuvent atteindre les 80% pour les jeunes plantes, mais elles ne sont pas significatives pour les cultures ayant plus de 6 mois³⁵.

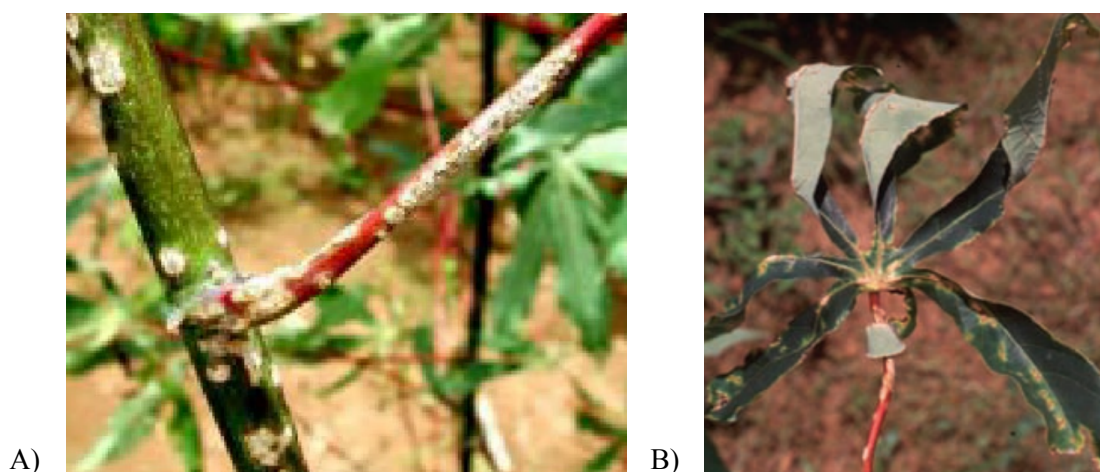


Figure 24 : Symptômes de la maladie de la super-élongation causée par *Sphaceloma manihoticola* Bitanc. & Jenkins : A) Chancres sur la tige et le pétiole ; B) Enroulement des feuilles ²⁴.

e) Autres maladies fongiques :

D'autres maladies fongiques secondaires peuvent survenir, comme la tache annulaire circulaire causée par le *Phoma spp.* Sur la face supérieure, elle cause de grandes taches foliaires brunes à noires dont les bords ne sont pas définis. Au début, les lésions sont constituées d'anneaux concentriques formés par les pycnides (Figure 25). Après avoir envahi les feuilles, *Phoma spp.* touche le pétiole et la tige, provoquant ainsi la défoliation, voire la mort du plant. Le degré de sévérité est plus élevé en dessous de 22°C ^{24,35}.



Figure 25 : Symptômes de la tache annulaire circulaire causée par *Phoma spp.* ²⁴.

La cendre du manioc est une maladie engendrée par le pathogène *Oïdium manihotis* Henn.. Un mycélium blanc apparaît sur les feuilles, qui deviennent chlorosées et avec lésions jaunâtres non définies (Figure 26). Pour certaines variétés, ces taches peuvent contenir des zones nécrotiques anguleuses brun pâle ²⁴. Les feuilles les plus touchées sont les plus basses ³⁵.



Figure 26 : Symptômes de la cendre du manioc causée par *Oidium manihotis* Henn. ²⁴.

La rouille du manioc, dont l'agent est *Uromyces spp.*, est également considérée comme étant de faible importance. À la fin d'une période de sécheresse, des pustules sont formées sur les nervures, les pétioles ou les branches vertes (Figure 27). Elles sont brun clair à foncé selon l'état de fructification du champignon. Parfois, un halo jaunâtre apparaît autour de ces pustules, accompagné d'une déformation des parties touchées ^{24,35}.



Figure 27 : Symptômes de la rouille du manioc, causée par *Uromyces spp.* ²⁴.

2.4.2.2. VIRUS

a) Mosaïque commune du manioc : CsCMV (Cassava Common Mosaic Virus)

La mosaïque commune du manioc est un virus présent au Brésil, au Pérou, en Colombie et au Paraguay ⁶¹. Les pertes associées à ce virus du genre *Potexvirus* varient entre 30 et 60% ⁶². Comme son nom l'indique, les symptômes de la maladie sont des mosaïques chlorotiques au niveau des

feuilles, qui varient en fonction de la gravité et qui sont souvent limitées par les nervures ^{61,63}. Les taches sont des zones irrégulières vert clair qui alternent avec le vert foncé (Figure 28). Quand la sévérité de la maladie est élevée, les folioles sont déformées et les plantes sont plus petites ²⁴.



Figure 28 : Symptômes de CsCMV ²⁴.

b) Mosaïque des nervures du manioc : CsVMV (Cassava Vein Mosaic Virus)

Ce virus faisant partie des pararétrovirus est présent au Brésil. Il engendre des chloroses le long des nervures, qui peuvent s'unir afin de former une mosaïque. De plus, les feuilles peuvent se déformer et les jeunes feuilles peuvent subir une épinastie ⁶⁴.

2.4.2.3. MALADIES BACTÉRIENNES

a) Bactériose : *Xanthomonas axonopodis* pv. *manihotis* (Bondar) Vauterin et al.

La bactériose est causée par l'agent *Xanthomonas axonopodis* pv. *manihotis* (Bondar) Vauterin et al., une bactérie Gram négative. Pouvant entraîner la perte de la totalité des racines, elle est considérée comme l'une des maladies les plus limitantes du manioc. Elle se retrouve dans la plupart des pays producteurs de manioc de l'Amérique latine et au sein de plusieurs pays asiatiques ³⁵. La bactérie pénètre dans le plant de manioc via ses stomates et via les blessures au niveau de son épiderme. Les symptômes causés par cette bactérie apparaissent 11 à 13 jours après l'infection. Ils correspondent à des petites taches anguleuses d'aspect aqueux sur la face inférieure des feuilles qui peuvent fusionner et devenir brunes (Figure 29, A). La formation d'une brûlure foliaire ou l'apparition d'un flétrissement des feuilles sont aussi possibles. De plus, un exsudat gommeux peut apparaître au niveau des jeunes tiges, des pétioles ou des taches foliaires infectés (Figure 29, B). En outre, les faisceaux vasculaires des pétioles et tiges sont nécrosés ^{24,35,65}.



A)



B)

*Figure 29 : Symptômes de la bactériose, causée par *Xanthomonas axonopodis* pv. *manihotis* (Bondar) Vauterin et al. : A) Taches foliaires ; B) Exsudats sur les tiges ²⁴.*

3. Matériel et méthodes

3.1. Localisation et surfaces d'étude

La zone d'étude correspond aux tropiques de Cochabamba. Deux agriculteurs ont accepté de mettre certaines de leurs parcelles à disposition. Les terres de Mr Navia se trouvent à Bulu Bulu. Celui-ci a prêté 2 parcelles de manioc de 3 ha chacune, de la variété Bobore. Le manioc a été planté en octobre pour être récolté en juin. Mr Gallo et ses terres sont situés à Valle Sacta et la parcelle de manioc qu'il a mis à disposition pour cet essai a une superficie de 1,5 ha. L'agriculteur ne connaissait pas le nom de la variété utilisée, raison pour laquelle le facteur variété n'a pas été pris en compte dans cette étude. Il a planté ses boutures en novembre pour récolter les racines en mai/juin. Les deux villages sont situés dans la province de Carrasco sur l'une des routes nationales du Chapare, la RN4 (Figure 32). Les coordonnées GPS et l'altitude des parcelles sont répertoriées dans le Tableau 3, calculée par une application smartphone.

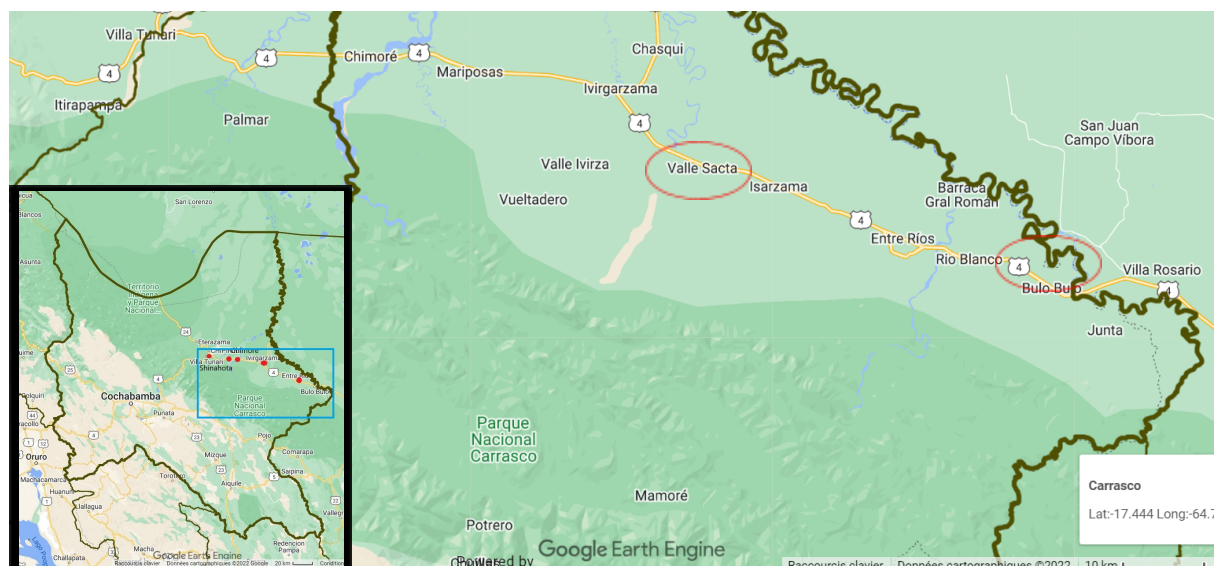


Figure 30 : Localisation de Valle Sacta et de Bulu Bulu dans la province de Carrasco, département de Cochabamba ¹⁶.

Tableau 3 : Tableau représentant la superficie, les coordonnées GPS et l'altitude des 3 parcelles expérimentales.

	P1 (Bulu Bulu)	P2 (Bulu Bulu)	P3 (Valle Sacta)
Superficie	3 ha	3 ha	1,5 ha
Coordonnées GPS	17°17'32"S - 64°15'37"O	17°17'10"S - 64°15'12"O	17°09'02"S - 64°48'43"O
Altitude	240 m	240 m	194 m

Les 3 parcelles expérimentales ont été divisées en blocs de 400 m² (20x20m), afin de réduire la surface d'expérimentation ⁶⁶. Les deux parcelles de 3 ha contiennent deux blocs chacune, situés à 10 m l'un de l'autre. La parcelle d'1,5 ha, elle, ne contient qu'un bloc car elle est deux fois plus petite.

L'effet de bords devant être pris en compte selon Lozano *et al.* (2013), une distance d'au moins 10 m séparait le bord du bloc, du bord de la parcelle ⁶⁷.

3.2. Enquête auprès des agriculteurs

Afin de connaître la conduite générale des parcelles de surface moyenne de manioc dans les tropiques de Cochabamba, des enquêtes à destination des agriculteurs ont été réalisées (*Annexe 5*). Les questions ont été traduites en espagnol puis posées aux deux producteurs directement sur le terrain. Ces questionnaires ont également été transmis aux élèves d'agronomie tropicale de "l'Universidad Mayor de San Simon" du Dr Rojas Beltrán qui sont producteurs de manioc, afin d'obtenir un plus grand échantillonnage de la population d'agriculteurs. Cinq producteurs de manioc supplémentaires en parcelles moyennes ont ainsi été trouvés par ce biais.

3.3. Calendrier

Un calendrier détaillé a été réalisé afin d'offrir une meilleure visualisation de la temporalité des prises de données sur le terrain (*Annexe 6*). Il peut être utile lors de la lecture des points suivants.

3.4. Identification du stade de croissance du manioc

L'évaluation du stade de croissance des plants de manioc a été réalisée. Les paramètres mesurés sont la hauteur de la canopée, c'est-à-dire celle des feuilles les plus hautes, à l'aide d'un mètre, mais aussi via le nombre de tiges principales et de ramifications (apex) de celles-ci ⁸. Ces valeurs ont été notées pour 10 plants choisis aléatoirement par bloc. Une moyenne a ensuite été calculée pour chacun des blocs.

3.5. Échantillonnage et analyse des insectes

3.5.1. Observations visuelles

Le contrôle visuel des insectes étant une pratique importante afin d'observer la majorité des bioagresseurs présents sur les plantes, une première visite des parcelles a d'abord été réalisée ^{67,68}. Les insectes observés sur les organes aériens (tiges, feuilles, bourgeons, fleurs, fruits) des plantes ont été notés pour chaque bloc.

Les 06/04 et 08/05 pour les parcelles 1 et 2 et les 07/04 et 07/05 pour la parcelle 3, des dénombrements des insectes observés ont été effectués. Les organes aériens de la plante ont été évalués pour 5 quadrats de 2 plants choisis aléatoirement dans la parcelle. Les insectes ont été comptés pour chaque quadrat. En revanche, pour l'aleurode et *C. clarkei*, la procédure a été différente. Les attaques de la mouche blanche pouvant être très fortes, elles ont été évaluées par plante via une échelle caractérisant la quantité de mouches blanches selon les stades ainsi que les dégâts occasionnés et la présence ou non de fumagine associée (Table 2) ¹⁸. La moyenne des 2 plantes par quadrat a été réalisée. Ensuite, *C. clarkei* étant un foreur de tiges, sa présence a été détectée par le nombre de tige(s) touchée(s) en fonction des symptômes extérieurs visibles.

Des photos ont été prises sur le terrain et des échantillons d'insectes ont été prélevés à chaque fois. Ils ont été identifiés à l'aide de la littérature et d'un stéréomicroscope (Optika, agrandissement x20 et x40), mis à disposition dans le laboratoire à Cochabamba.

3.5.2. Pose de pièges

Les pièges choisis pour collecter les insectes sont les pièges jaunes de Von Moericke contenant de l'eau et du savon ⁶⁷. Les pièges jaunes n'étant pas disponibles sur place, ils ont été construits à l'aide de saladiers jaunes (diamètre : 23 cm ; profondeur : 10 cm). Quatre trous ont été percés sur les côtés afin de suspendre le piège par des fils de fer. Les pièges ont ensuite été suspendus aux branches du manioc, entre 2 ou 3 plants et juste sous le feuillage (Figure 31). Cela a permis d'atteindre la hauteur du feuillage tout en étant stable et en limitant les dégâts du vent. Les pièges ont été remplis d'eau jusqu'au tiers du piège environ et de 15 à 20 g de savon solide inodore, qui a été pelé pour se diluer dans l'eau plus facilement. Un toit en plastique a été ajouté aux pièges (Figure 31) car la canopée ne suffisait pas à empêcher la pluie de remplir les pièges.



Figure 31 : Piège à insectes accrochés à des plants de manioc, avec ajout d'un toit.

Trois pièges ont été placés par bloc en formant un triangle de 6 à 10 m de côtés, comme il a été fait par Alhmedi et *al.* (2007) ⁶⁶. Ceux des parcelles 1 et 2 ont été posés le 02/04 et ceux de la parcelle 3 le 14/03. Ils ont ensuite été récoltés 3 fois, avec 4 jours d'intervalle entre les collectes. Les pièges des parcelles 1 et 2 sont restés en place du 02/04 au 14/04 tandis que ceux de la parcelle 3 du 14/04 au 26/04. L'eau savonneuse a été renouvelée après chaque récolte. Cette temporalité a été choisie en raison des fortes pluies. En effet, il ne fallait pas laisser trop de jours s'écouler entre les récoltes pour éviter que les pièges ne débordent et ce, malgré les toits. De plus, les parcelles 1 et 2 de Bulu Bulu étant accessibles par une rivière, il fallait accéder aux pièges avant que la rivière ne monte et que le passage jusqu'aux parcelles ne soit impossible. Les insectes ont été récoltés piège par piège, à l'aide d'une passoire à fin maillage, dans des pots remplis avec de l'éthanol à 70% afin de les conserver ⁶⁷. Les insectes prélevés ont ensuite été identifiés au laboratoire à Cochabamba, à l'aide d'un stéréomicroscope (Optika, agrandissement x20 et x40). L'identification des insectes a été réalisée sur base de la littérature et de deux clés d'identification : "Les insectes d'Afrique et d'Amérique tropicale - Clé pour la reconnaissance des familles" et "Clé d'identification des principales familles d'insectes d'Europe" ^{69,70}.

3.6. Échantillonnage et analyse des maladies

3.6.1. Prise de données sur le terrain

Un état des lieux général des maladies a été réalisé lors de la première visite des parcelles en observant les symptômes présents sur les organes aériens. Tous ces symptômes ont été notés pour chaque bloc, des photos ont été prises et des échantillons de matériel infecté ont été prélevés afin de pouvoir identifier ces maladies. Les maladies présentes ont été identifiées la semaine du 28/03 à partir des symptômes sur les plantes. Les symptômes ont été observés au stéréomicroscope (Optika, agrandissement x40).

Ensuite, une quantification des maladies identifiées a été réalisée, et ce pour 25 plants par bloc choisis selon un schéma en “W”, méthode la plus adaptée selon Basu *et al.* (1977)⁷¹. Étant donné les dimensions du bloc, un plant a été observé tous les 4 pas environ. Pour les parcelles 1 et 2, elle a été réalisée deux fois, le 06/04 et le 08/05 et pour la parcelle 3 le 07/05.

Les maladies observées étant exclusivement foliaires, la sévérité et l’incidence de toutes les maladies présentes ont été notées pour chaque plante au niveau des feuilles. La sévérité correspond au rapport entre la surface touchée par la maladie et la surface foliaire totale⁷². Cette première mesure a été réalisée à l’aide de l’échelle décrite par Subrahmanyam *et al.* (1995) et utilisée dans une étude analysant les cercosporioses de l’arachide (Tableau 4)^{73,74}. Un indice a été attribué à chacune des 10 feuilles par plante et la sévérité a ensuite été calculée par plante avec la formule adaptée à ce cas (Équation 1).

$$S = \frac{\sum n}{N * 8} * 100$$

S=sévérité de la surface foliaire
n=indices individuels
N=nombre total de feuilles évaluées

Équation 1 : Formule de sévérité des maladies par plante⁷⁴.

Ensuite, l’incidence a été calculée pour chaque bloc. Elle correspond au taux de plantes malades par rapport à un total de plantes⁷². Elle a été réalisée par bloc sur les 25 plantes du W observées, en se basant sur la présence ou l’absence de symptômes pour chaque maladie. L’incidence se calcule grâce à l’Équation 2.

$$I = \frac{p}{T} * 100$$

I=incidence
p=nombre de plants touchés
T=nombre total de plants observés

Équation 2 : Formule d’incidence des maladies par bloc⁷⁴.

Tableau 4 : Échelle de l'indice de sévérité par feuille de la cercosporiose ⁷³.

0	0%
1	1-5%
2	6-10%
3	11-20%
4	21-30%
5	31-40%
6	41-60%
7	61-80%
8	81-100%

3.6.2. Mise en culture des champignons et observation au microscope

Afin de vérifier la nature des champignons identifiés à l'aide des symptômes, les pathogènes ont été mis en culture. Pour cela, les feuilles présentant des symptômes caractéristiques des maladies ont été séchées dans du papier journal. Ces feuilles ont ensuite été ré-humidifiées dans des sachets en plastique contenant du coton humide pendant 5 jours afin que le pathogène se développe. Ensuite, les champignons ont été prélevés en découpant des triangles de 3-4 mm de côté dans les feuilles au niveau des lésions. Cinq échantillons d'un même symptôme ont été prélevés. Chaque morceau a été placé dans une boîte de pétri avec un milieu PDA (potatose dextrose agar). Ce milieu a été créé à partir de 39 g de mélange PDA par litre d'eau distillée. Le mélange a été passé 20 minutes à l'autoclave sous 120°C ⁷⁵. Après 10 jours d'incubation des champignons dans une chambre à 22 °C, les boîtes de pétri les plus propres ont été choisies, soit 2 par maladie. Les champignons obtenus ont été observés sur lame au microscope ("Primo star - Zeiss") et comparés avec des représentations du mycélium et des spores de chaque espèce fongique.

3.6.3. PCR et séquençage de l'ADN des champignons

Une analyse moléculaire a également été réalisée en utilisant le séquençage de l'ADN des champignons. Pour cela, les boîtes de pétri employées pour l'observation au microscope ont été réutilisées. Le mycélium a été gratté avec un scalpel puis broyé à l'aide d'azote liquide avec un pilon dans un mortier. Le protocole du kit "DNeasy Plant Mini Kit" ("QIAGEN") a été utilisé pour réaliser l'extraction de l'ADN ⁷⁶. Pour ce faire, une quantité inférieure à 100 mg de chaque champignon moulu a été utilisée. Un fluorimètre "Quantus" a été employé afin de quantifier l'ADN. Ensuite, pour préparer les échantillons à la PCR et les porter à un volume final de 15 µl, 3 µl d'ADN de chacun a été mélangé à 7,7 µl de mix "DNA polymerase PCR master mix", 0,3 µl d'amorces sens Forward (ITS 1 F), 0,3 µl d'amorces antisens Reverse (ITS 4) et à 3,9 µl d'eau (Nuclease free water). La PCR a été lancée selon les conditions du Tableau 5 ("BIO-RAD - T100 Thermal Cycler") ⁷⁷. Il est à noter que les amorces ne sont pas spécifiques aux espèces fongiques présentes mais bien aux champignons de manière générale. Afin de confirmer que cette étape a fonctionné, une électrophorèse a été réalisée sur gel d'agarose 1% à 200 V pendant 20 minutes, utilisée avec le "Fast DNA Ladder N3238S".

Enfin, les échantillons amplifiés ont été purifiés selon le protocole "Nucleic Acid Purification - Monarch" et ont été envoyés au séquençage.

Tableau 5 : Conditions de la PCR ITS ⁷⁷.

Dénaturation initiale	95°C / 5"	
Dénaturation Fixation des amorces Elongation	95°C / 20" 55°C / 30" 72°C / 30"	x30
Polymérisation finale	72° / 5"	

3.7. Analyses statistiques :

3.7.1. Enquêtes

Les résultats des enquêtes ont été analysés sous forme descriptive en fournissant les proportions de la population échantillonnée utilisant chaque pratique, sa taille ne permettant pas de réaliser des statistiques plus poussées.

3.7.2. Insectes

3.7.2.1. Observations visuelles

Tout d'abord, les insectes dénombrés sur maximum 3 blocs différents, les 2 visites de terrain comprises, ont simplement été présentés descriptivement en fournissant les chiffres dans des tableaux.

Pour les autres, les dénombrements d'insectes ou des indices pour chaque quadrat sont regroupés en boxplot par bloc et par visite sur le terrain avec le programme RStudio (version 4.0.2). Cela permet d'observer la présence et la répartition des insectes dans chaque bloc et leur évolution.

Les insectes observés sur les plantes ayant été identifiés comme non ravageurs ont été regroupés en tableaux.

3.7.2.2. Collecte de pièges

De la même manière que pour les observations visuelles, les chiffres des insectes collectés dans les pièges présents dans maximum 3 blocs, les 3 collectes comprises, sont seulement décrits dans des tableaux.

Les autres ont été soumis à une analyse de la variance (ANOVA) à un facteur (AV1) considéré comme fixe dans ce cas-ci, le bloc. Elle a été réalisée avec RStudio. En effet, cela est possible ici étant donné qu'il y a 3 répétitions. Cette AV1 a permis de comparer les différents blocs entre eux selon le nombre d'insectes capturés par piège, les données des 3 collectes ayant été additionnées pour chaque piège. Les conditions d'application ont tout d'abord été testées via le test de Bartlett pour l'hypothèse d'égalité des variances et via le test de Shapiro pour la normalité de la population. Si elles ne sont pas vérifiées, une transformation logarithmique a été réalisée sur ces valeurs et ce sont elles qui ont

ensuite été utilisées pour recalculer les tests et l'ANOVA. Si la p-valeur était inférieure à 0,05, un test de Newman et Keuls a également été réalisé afin de visualiser quels blocs étaient significativement différents. Si les conditions d'application n'étaient pas respectées même après la transformation logarithmique, un test de Kruskal-Wallis a été réalisé pour remplacer l'ANOVA, sur RStudio également. Le test de Dunn a ensuite été effectué afin de comparer les blocs pair par pair. Afin de visualiser la présence ou l'absence de chacun de ces ravageurs, les données des pièges ont été regroupées en boxplots pour chaque bloc.

Les insectes collectés ayant été identifiés comme non ravageurs ont été regroupés dans un tableau.

3.7.3. Maladies

L'incidence des maladies a été présentée dans des graphiques afin de suivre l'évolution de chaque maladie par bloc et par visite de terrain. De plus, les indices de sévérité donnés aux maladies observées pour les 25 plantes par bloc ont été groupés en boxplots sur RStudio afin de visualiser la présence de ces maladies sur chaque bloc et pour chaque visite de terrain.

3.7.4. Packages

Le programme RStudio (version 4.0.2) a nécessité l'utilisation de plusieurs packages : "ggplot2" pour les boxplots, "agricolae" pour les tests de Newman & Keuls et "Dunn.test" pour le test de Dunn.

4. Résultats

4.1. Conduite du système de production du manioc (résultat de l'enquête auprès des agriculteurs)

A) Données des parcelles et plantation

➤ Localisation

Parmi les 7 producteurs en moyennes parcelles de manioc, 3 le cultivent à Valle Sacta (43%). Les autres sont répartis à Bulo Bulu, Vueloadero, Entre Ríos et Ivirgarzama (Tableau 6) (Figure 32). L'altitude varie entre 216 m et 324 m (Tableau 7).

Tableau 6 : Répartition des agriculteurs en fonction du village et de l'altitude.

Village	Nombre d'agriculteur(s)	Altitude (m)
Bulo Bulu	1	244
Valle Sacta	3	224
Vueloadero	1	324
Entre Rios	1	240
Ivirgarzama	1	216

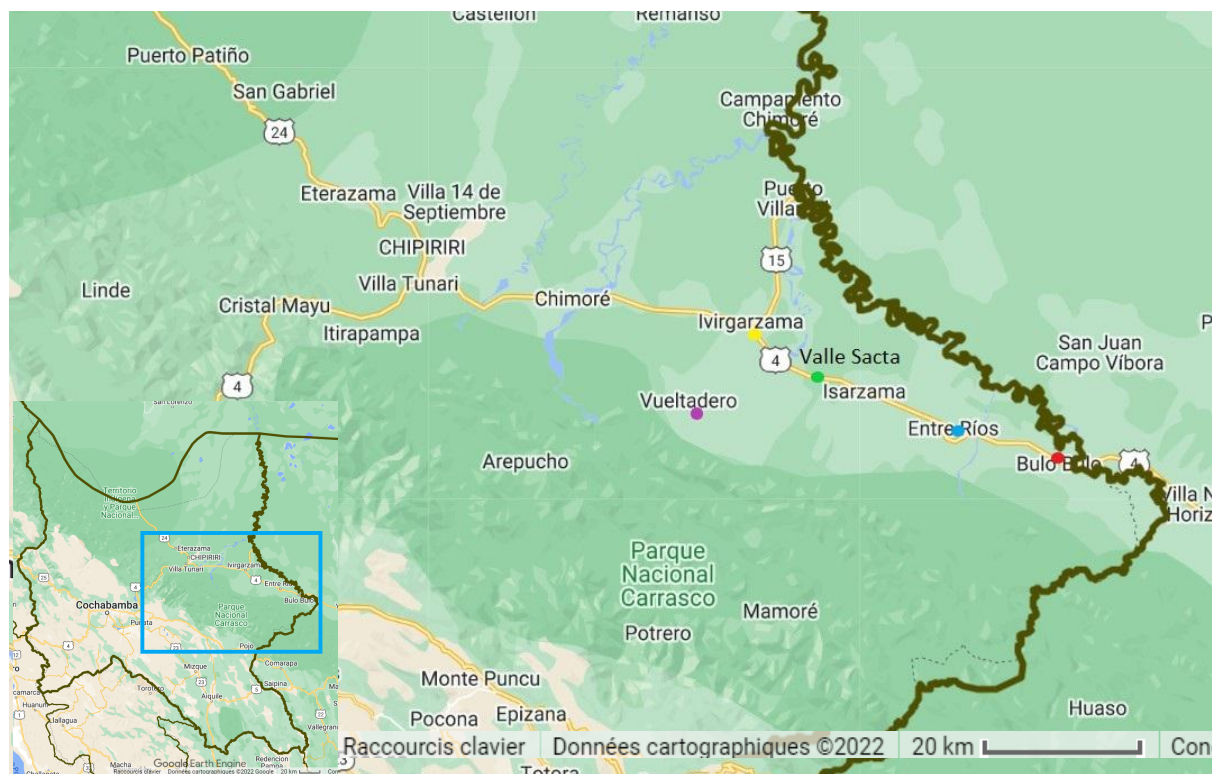


Figure 32 : Carte représentant la localisation des agriculteurs de l'enquête (points de couleur) ¹⁶.

➤ Surface

La surface de manioc appartenant à chaque producteur interrogé varient entre 1 et 5 ha (Tableau 7). Parmi eux, 43% possèdent 1 ha. Il faut également noter que l'agriculteur possédant 3 ha dans le Tableau 8 est celui de Bulu Bulu et il possède 2 parcelles de cette superficie.

Tableau 7 : Répartition des agriculteurs en fonction de la surface de leur parcelle de manioc (l'agriculteur correspondant possède 2 parcelles de 3 ha).*

Surface (ha)	Nombre d'agriculteur(s)
1	3
1,5	1
2	1
3*	1
5	1

➤ Origine du matériel végétal

Les plants de tous les agriculteurs proviennent de boutures et 86% des producteurs les reproduisent eux-mêmes. Seulement un agriculteur en achète à une personne extérieure, également agriculteur.

➤ Variété(s)

Le choix concernant les variétés est très variable. Dans cet échantillon, 29% des producteurs cultivent le manioc en mélangeant différentes variétés dans une même parcelle. Les 71% restants utilisent une seule variété par parcelle comme "Bobore", "Tallo verde", "Amarilla" et "Quinceañera". "Tallo verde" et "Bobore" sont utilisées par 43% des agriculteurs.

➤ Densité et distance entre les plants

La densité de plantation est un paramètre plutôt variable, les plants pouvant être éloignés de 0,8x0,8m à 2x2m par rapport aux autres. Parmi les producteurs interrogés, 43% plantent à une densité d'environ 10 000 plants/ha, correspondant à une distance de 1x1m entre les plants, tandis que 29% utilisent une distance de 0,8x0,8m entre les plants, donc environ 12 500 plants/ha. La distance peut également être de 0,9x0,9m ou de 2x2m entre chaque plant, ce qui équivaut à respectivement environ 11 100 et 5000 plants/ha.

➤ Période de mise en culture

Les 2 agriculteurs (29% de l'échantillon) ayant prêté leurs parcelles pour faire les expérimentations plantent le manioc en octobre ou en novembre et récolte en mai-juin. En revanche, 71% d'entre eux plantent entre mars et juillet et récoltent entre novembre et avril, selon les variétés.

B) Pratiques culturales

➤ Rotation

Chaque agriculteur de l'enquête réalise une rotation différente. L'un d'entre eux n'en réalise pas et ne plante que du manioc (Tableau 8).

Tableau 8 : Différentes rotations des 7 producteurs de manioc.

Culture 1	Culture 2	Culture 3	Culture 4
Maïs	Manioc	Manioc	/
Maïs	Manioc	Maïs	Manioc
Riz	Manioc	Manioc	/
Manioc	Coca	Maïs	/
Maïs	Riz	Maïs	Manioc
Riz	Manioc	/	/
Manioc	/	/	/

➤ Gestion des résidus

Les résidus sont laissés au sol par 100% des agriculteurs.

➤ Fertilisation

Aucun agriculteur ne fertilise ses cultures de manioc dans cet échantillonnage.

➤ Produits phytosanitaires

Au niveau de la gestion phytosanitaire, 57% des agriculteurs utilisent des herbicides et 43% des insecticides. Pour 100% des producteurs, aucun fongicide n'est appliqué. Au total, 29% n'utilisent aucun produits phytosanitaires.

Parmi ces agriculteurs, 2 ont noté un problème de "mouches blanches", dont l'un a aussi des problèmes avec une "chenille mangeuse de feuilles" et une chenille foreuse de tiges.

C) Finalité des racines, rendements et revenus

En plus de la consommation personnelle des racines de manioc produits, 100% de ces agriculteurs les vendent sur le marché de Santa Cruz, dont 14% se rendent aussi à Cochabamba. Seulement 29% des producteurs ont pu quantifier leurs rendements, ceux-ci dépendant fortement de la météo. Pour l'un, il correspond à environ 320 quintaux/ha et pour l'autre à environ 220 quintaux/ha. Les revenus varient selon la demande du marché.

D) Personnel

La main-d'œuvre utilisée pour le travail agricole fait partie de la famille mais selon les besoins des agriculteurs, du personnel externe est engagé.

4.2. Identification des bioagresseurs :

L'Annexe 7 reprend les paramètres de croissance moyens pour chaque bloc.

4.2.1. Insectes

A) Aleurodes

Le système foliaire était attaqué par les mouches blanches ou aleurodes, l'insecte causant le plus de dommages selon les agriculteurs. Ils ont été reconnus grâce à l'observation de tous les stades de croissance sur la face inférieure des feuilles et à celle du stade adulte volant dans les parcelles. Une pourriture grise s'est également installée sur les feuilles les plus infectées (Figure 33, A). De plus, certaines parcelles étaient également touchées sur la face supérieure des feuilles par une couche noirâtre pouvant être grattée, dévoilant une feuille saine en dessous (Figure 33, B). Cette couche correspond à la présence de fumagine. Les genres et espèces d'aleurodes étant difficiles à différencier, l'identification n'a pas été au-delà de la famille Aleyrodidae.



Figure 33 : Photos des dégâts causés par les mouches blanches observés sur les feuilles : A) Présence d'œufs et de nymphes sur la face inférieure avec apparition de pourriture ; B) Fumagine.

Les indices des dommages (Tableau 2) causés par les aleurodes observées pour les quadrats dans chaque bloc montrent une tendance de la médiane à passer de 4,5 à 5 pour les 2 blocs de la parcelle 1 (Figure 34). Les valeurs médianes des quadrats de la parcelle 2 stagnent à 2 pour le bloc P2B1 (parcelle 2, bloc 1) et passent de 2 à 2,5 pour le bloc P2B2 (parcelle 2, bloc 2). L'indice est au maximum pour tous les quadrats du bloc P3B1 (parcelle 3, bloc 1).

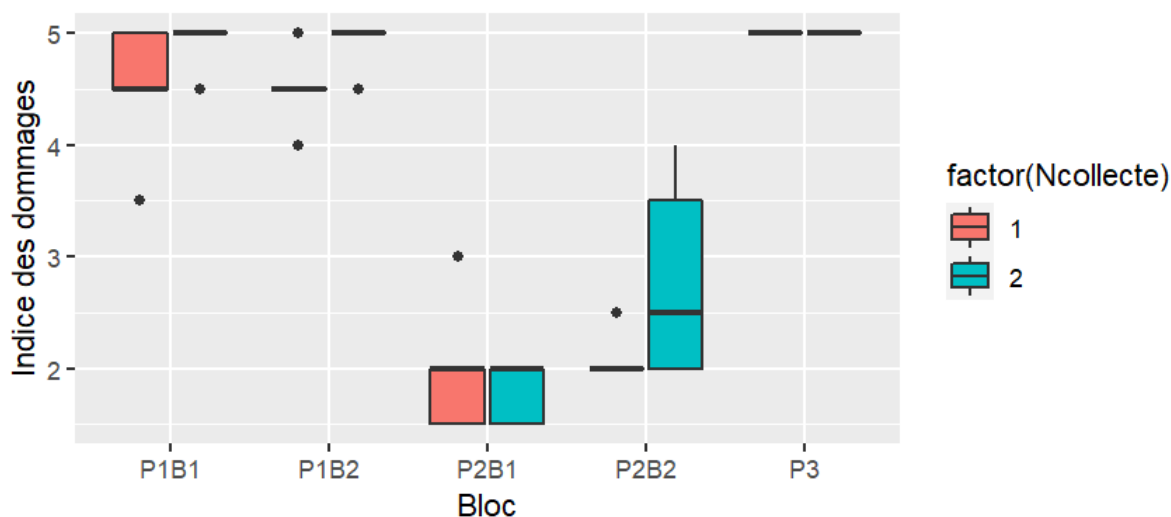


Figure 34 : Boxplots représentant l'indice de présence des aleurodes par quadrat, pour chaque bloc et chaque visite de terrain, sur base des observations visuelles (Visite 1 : rouge ; Visite 2 : bleu ; PxBy = Parcelle n°x, bloc n°y) (RStudio version 4.0.2).

B) *Erinnyis ello* (Linnaeus, 1758)

Des chenilles ayant de fortes chances de correspondre au sphinx *E. ello* ont été observées sur feuilles et sur tiges, et ce à différents stades (Figure 35, B et C). En effet, diverses caractéristiques morphologiques ont été observables sur toutes les chenilles observées : un motif “d'œil” derrière la tête chez les stades plus avancés, une longue pointe noire à l'arrière chez le stade plus jeune et une légère excroissance à cet endroit chez les chenilles plus matures. De plus, des œufs isolés de couleur verte ou orange semblent appartenir à cet insecte (Figure 35, D). Une chenille a également été retrouvée dans un piège jaune (Figure 35, A).

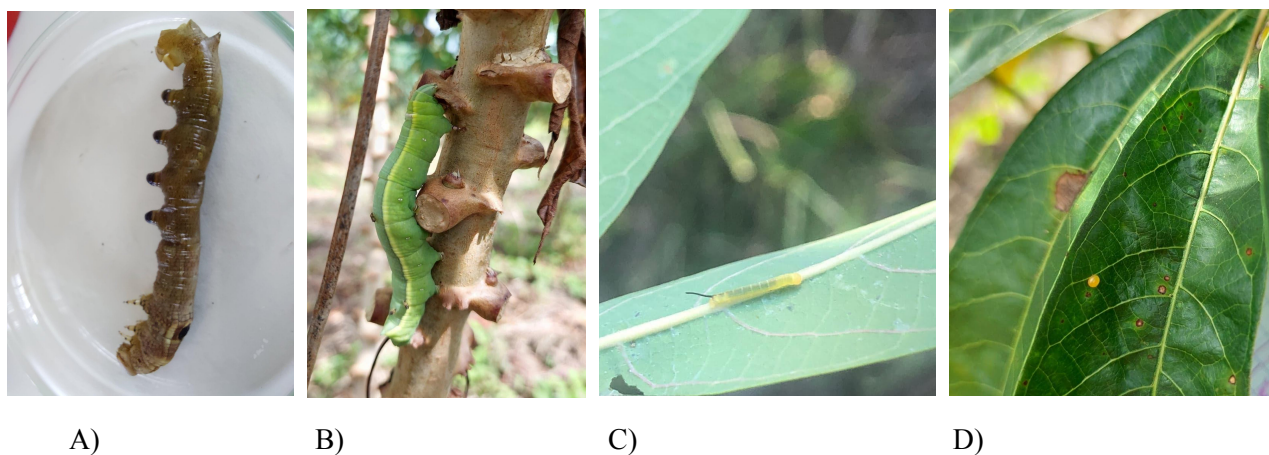


Figure 35 : Observations de *Erinnyis ello* (Linnaeus, 1758) : A, B, C) À différents stades larvaires ; D) Au stade œuf.

Les résultats de la quantification de cette espèce est représentée dans le Tableau 9 pour l'observation et la capture des chenilles. Sur les 2 visites, seulement 3 ont été observées sur tous les blocs et une seule est tombée dans les pièges. Au niveau de l'observation des œufs dans les quadrats,

les médianes sont à 0 pour tous les blocs. Un maximum d'1 ou 2 œufs sont observés dans certains d'entre eux (Figure 36).

Tableau 9 : Répartition des chenilles de *Erinnyis ello* (Linnaeus, 1758) observées et capturées selon le bloc et la visite ou la collecte (PxBy = Parcelle n°x, bloc n°y).

Observation de larves	Collecte de larves dans les pièges
Visite 1 - P1B1 : 1	Collecte 2 - P1B1 : 1
Visite 1 - P1B2 : 1	/
Visite 2 - P2B2 : 1	/

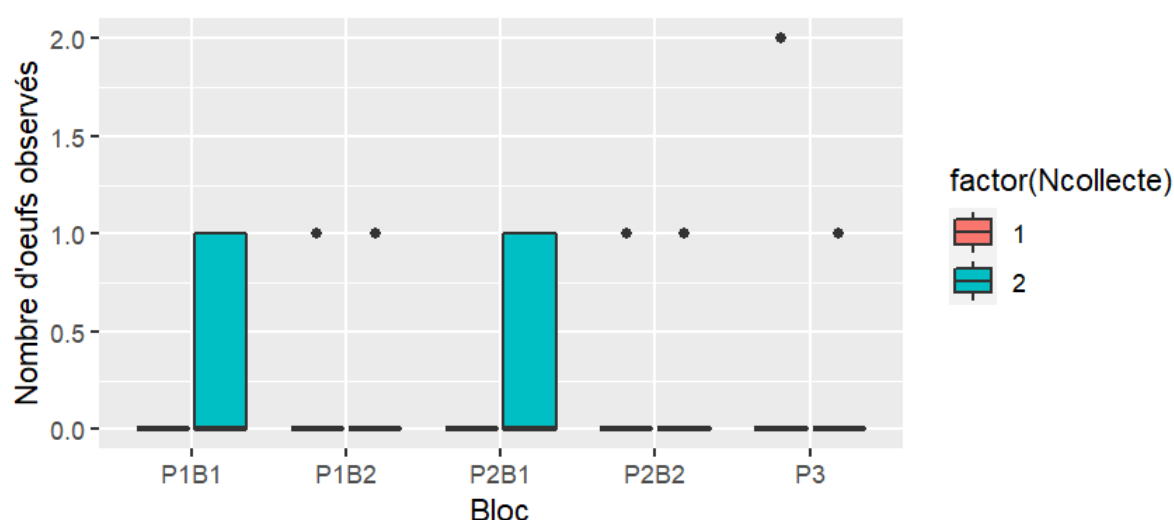


Figure 36 : Boxplots représentant le nombre d'œufs d'*Erinnyis ello* (Linnaeus, 1758) observées par quadrat, pour chaque bloc et chaque visite de terrain, sur base des observations visuelles (Visite 1 : rouge ; Visite 2 : bleu ; PxBy = Parcelle n°x, bloc n°y) (RStudio version 4.0.2).

C) Cochenilles farineuses du manioc

Quelques cochenilles solitaires ont été observées sur les feuilles, formées d'une sorte de farine blanche et grise (Figure 37). L'identification s'est arrêtée à la famille, celle des Pseudococcidae.



Figure 37 : Cochenille observée sur plant de manioc.

Les valeurs médianes pour le nombre de cochenilles observées par quadrat sont nulles pour tous les blocs, sauf pour le bloc P1B2 lors de la seconde visite de terrain. Les maxima par quadrat varient entre 0, 1 et 2 selon le bloc (Figure 38).

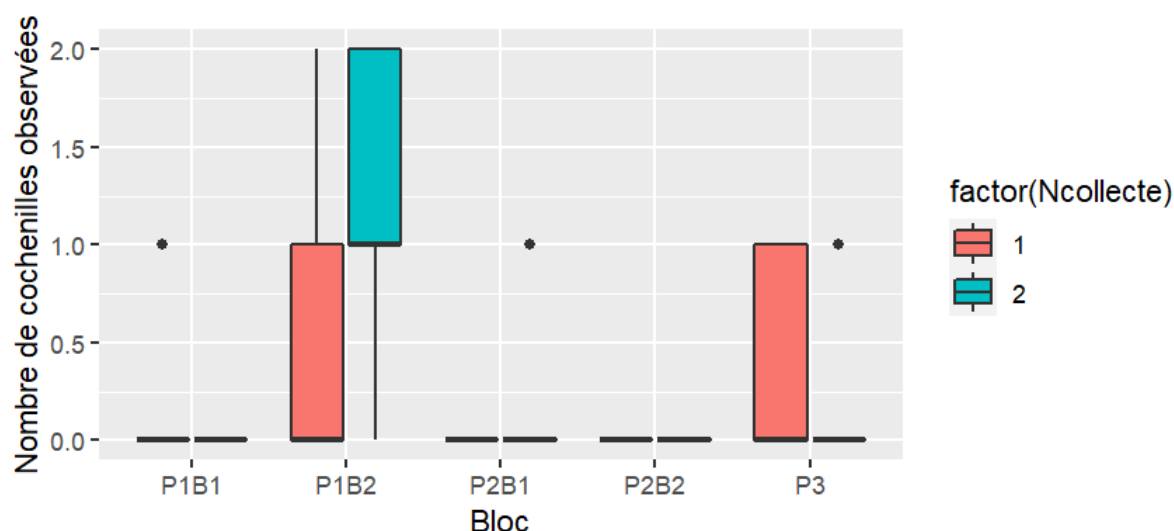


Figure 38 : Boxplots représentant le nombre de cochenilles observées par bloc et par visite, sur base des observations visuelles (Visite 1 : rouge ; Visite 2 : bleu ; PxBy = Parcelle n°x, bloc n°y) (RStudio version 4.0.2).

D) *Iatrophobia brasiliensis* (Rübsaamen, 1908)

Des galles verdâtres à rougeâtres sont présentes sur les feuilles, marquant la présence probable de *I. brasiliensis* (Figure 39). Leur nombre pouvait varier de 1 à plus de 10 galles sur une feuille. Il a été remarqué que ces galles étaient regroupées par feuille sur un plant, c'est-à-dire que si un plant était fortement infecté, les plants aux alentours ne l'étaient pas forcément. De plus, des dipères de la famille des Cecidomyiidae ont été identifiés dans les pièges jaunes. Il a été considéré qu'elles correspondaient au stade adulte de *I. brasiliensis*.



Figure 39 : Galle observée sur les feuilles.

Les galles ont été comptées pour chaque quadrat et les résultats par bloc et par visite sont très variables (Figure 40). Les médianes les plus élevées sont retrouvées pour les 2 visites de terrain du bloc P1B2 et passent de 25 à 24 galles observées.

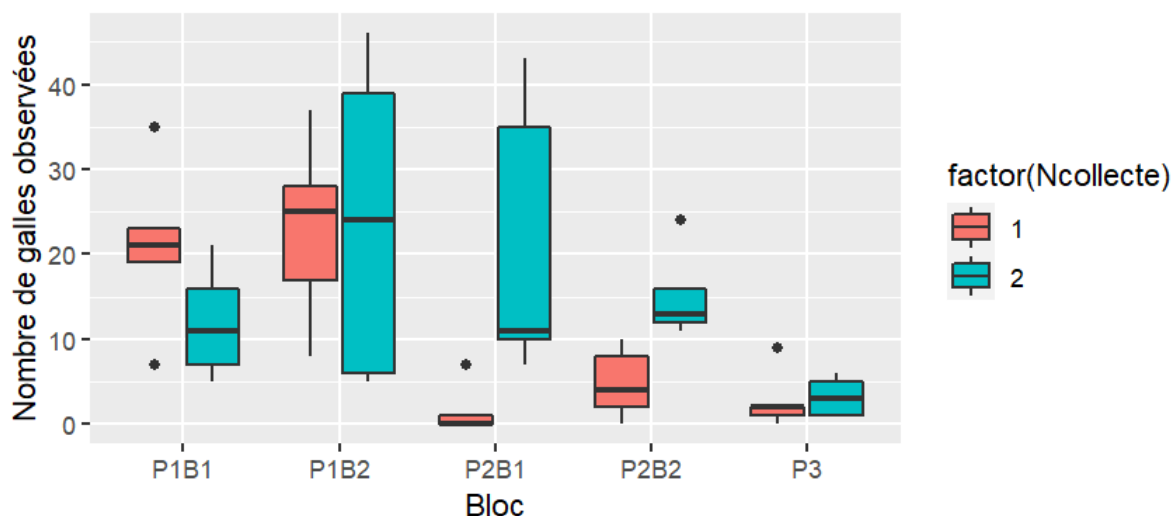


Figure 40 : Boxplots représentant le nombre de galles par quadrat, pour chaque bloc et chaque visite de terrain, sur base des observations visuelles (Visite 1 : rouge ; Visite 2 : bleu ; PxBY = Parcelle n°x, bloc n°y) (RStudio version 4.0.2).

Les données des cécidomyies adultes comptées dans les pièges ont été soumises à un test de Kruskal-Wallis, l'hypothèse d'égalité des variances de l'AV1 n'étant pas vérifiée après une transformation logarithmique. La p-valeur obtenue étant inférieure à 0,05, cela signifie qu'il existe des différences significatives entre les blocs testés (Figure 41). Le test de Dunn montre une différence significative entre les moyennes des blocs P3B1 et P1B2 et une différence hautement significative entre la moyenne du bloc P2B1 et celles des blocs P1B1 et P1B2 (Tableau 10).

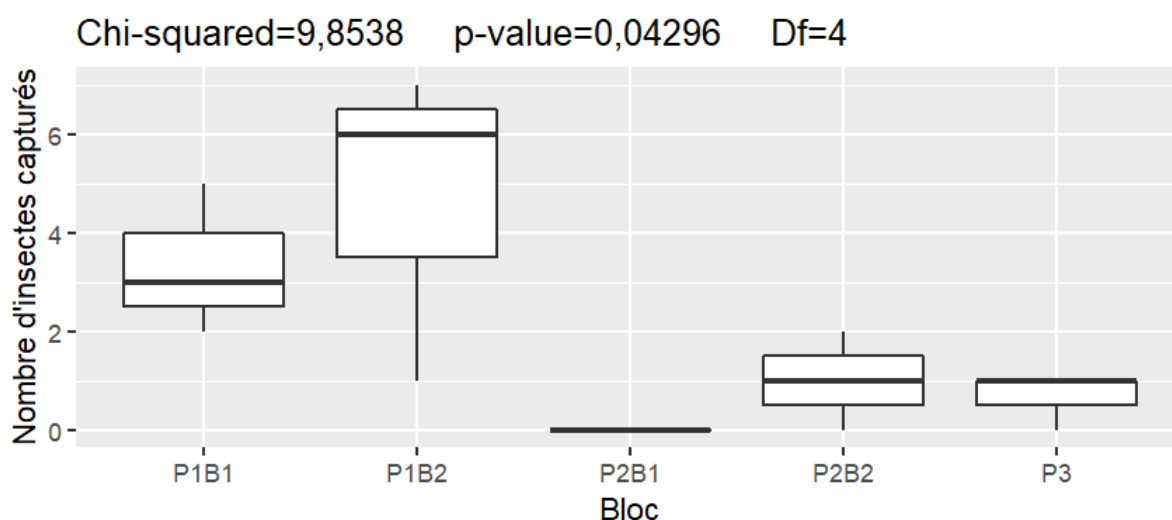


Figure 41 : Boxplots représentant le nombre de cécidomyies collectées dans les pièges par bloc - Résultats du test Kruskal-Wallis (PxBY = Parcelle n°x, bloc n°y) (RStudio version 4.0.2).

Tableau 10 : Résultats du test de Dunn ($P \times B_y = \text{Parcelle } n^{\circ}x, \text{ bloc } n^{\circ}y$) (RStudio version 4.0.2).

Col Row	Mean- Mean	Comparison of x by group (No adjustment)			
		P1B1	P1B2	P2B1	P2B2
P1B2		-0.093923 0.4626			
P2B1		2.488980 0.0064*	2.582903 0.0049*		
P2B2		1.361894 0.0866	1.455818 0.0727	-1.127085 0.1299	
P3		1.643666 0.0501	1.737589 0.0411	-0.845314 0.1990	0.281771 0.3891

alpha = 0.05
Reject Ho if p <= alpha/2

E) *Phoenicoprocta sanguinea* Walker, 1854

Une chenille couverte de poils blancs semblant être *P. sanguinea* a été observée sur une tige (Figure 42, A). De plus, des papillons capturés dans les pièges semblent confirmer la présence de l'espèce sur le manioc, grâce aux caractéristiques suivantes : la couleur rouge de l'abdomen, les ailes transparentes et la pointe des antennes filiformes plus claires (Figure 42, B).



Figure 42 : Observations de *Phoenicoprocta sanguinea* Walker, 1854 : A) Au stade larvaire ; B) Au stade adulte.

Les chiffres témoignant de la présence de *P. sanguinea* sont donnés dans le Tableau 11. Une seule chenille a été observée et des papillons sont collectés à partir de la deuxième collecte de pièges, dont 6 dans le bloc P2B1 à la troisième collecte.

Tableau 11 : Répartition des chenilles observées sur les plantes et des papillons capturés dans les pièges selon le bloc et la visite ou la collecte (PxBy = Parcelle n°x, bloc n°y).

Observation de chenilles	Collecte de papillons dans les pièges
Visite 2 - P1B1 : 1	Collecte 2 - P1B2 : 1
/	Collecte 2 - P2B1 : 3
/	Collecte 3 - P2B1 : 6

F) *Chilomima clarkei* Amsel, 1956

Des tiges endommagées ont été observées sur le terrain. Les dégâts visibles de l'extérieur étaient des trous dans les tiges au niveau des entre-nœuds des tiges principales présentant des substances ressemblant à de la sciure et à de la toile d'araignée (Figure 43, A et B). En ouvrant 2 tiges longitudinalement, une nymphe brune (Figure 43, C) et une chenille couleur crème ont été trouvées respectivement (Figure 43, D). Ces éléments peuvent correspondre à la chenille de *C. clarkei*.

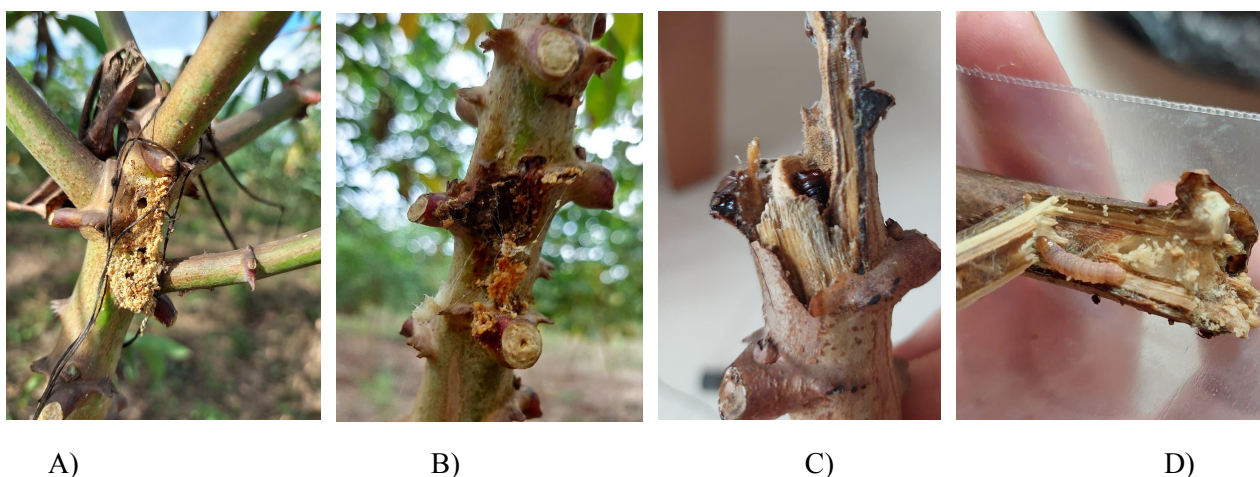


Figure 43 : Observations de *Chilomima clarkei* Amsel, 1956 : A et B) Dégâts visibles sur la tige ; C) Stade nymphal visible ; D) Stade larvaire.

Les valeurs médianes varient entre 0 et 2 tiges présentant des symptômes externes par quadrat, avec un maximum de 3 tiges touchées pour le bloc P2B2 lors de la première visite et les blocs P1B1, P2B1 et P2B2 lors de la seconde visite de terrain (Figure 44).

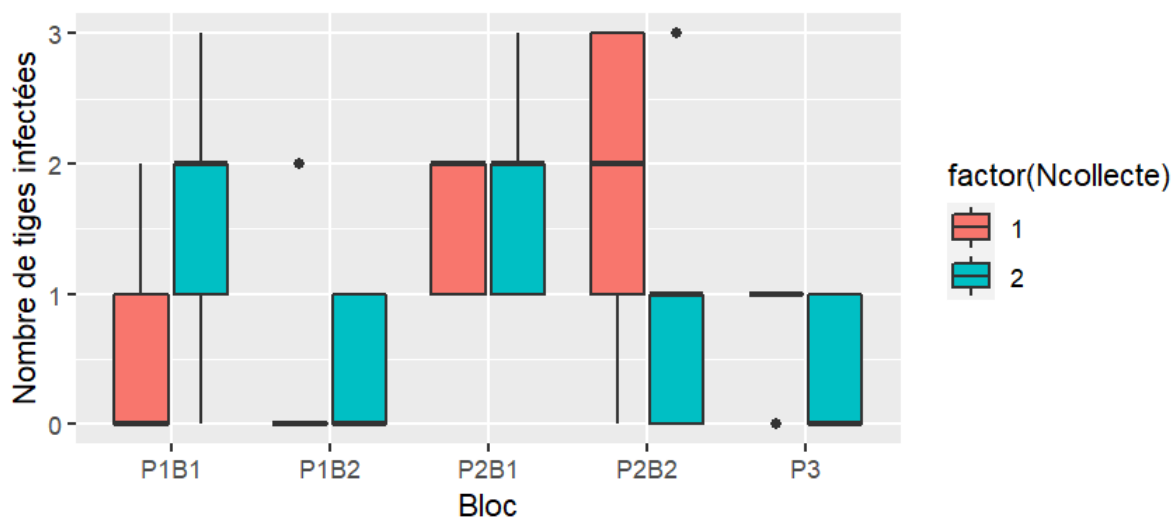


Figure 44 : Boxplots représentant le nombre de tiges infectées de *Chilomima clarkei* Amsel, 1956 par quadrat, pour chaque bloc et chaque visite de terrain, sur base des observations visuelles (Visite 1 : rouge ; Visite 2 : bleu ; PxBy = Parcelle n°x, bloc n°y).

G) Curculionidae

Des coléoptères de la famille des Curculionidae ont été observés et capturés. L'identification s'est arrêtée à ce niveau de classification. Des individus de différentes tailles et couleurs étaient présents (Figure 45).



Figure 45 : Différents Curculionidae (A - vue stéréo-microscopique, agrandissement x20).

Les observations visuelles n'ont permis de dénombrer que 3 insectes de cette famille (Tableau 12), tandis que les pièges en ont capturés davantage. Les conditions d'application étant vérifiées, une AV1 a été réalisée et sa p-valeur montre une différence non significative entre les moyennes des blocs (Figure 46).

Tableau 12 : Répartition des insectes de la famille des Curculionidae observés par bloc et par visite de terrain (PxBy = Parcelle n°x, bloc n°y).

Observation de Curculionidae
Visite 1 - P1B1 : 1
Visite 1 - P1B2 : 1
Visite 2 - P1B1 : 1

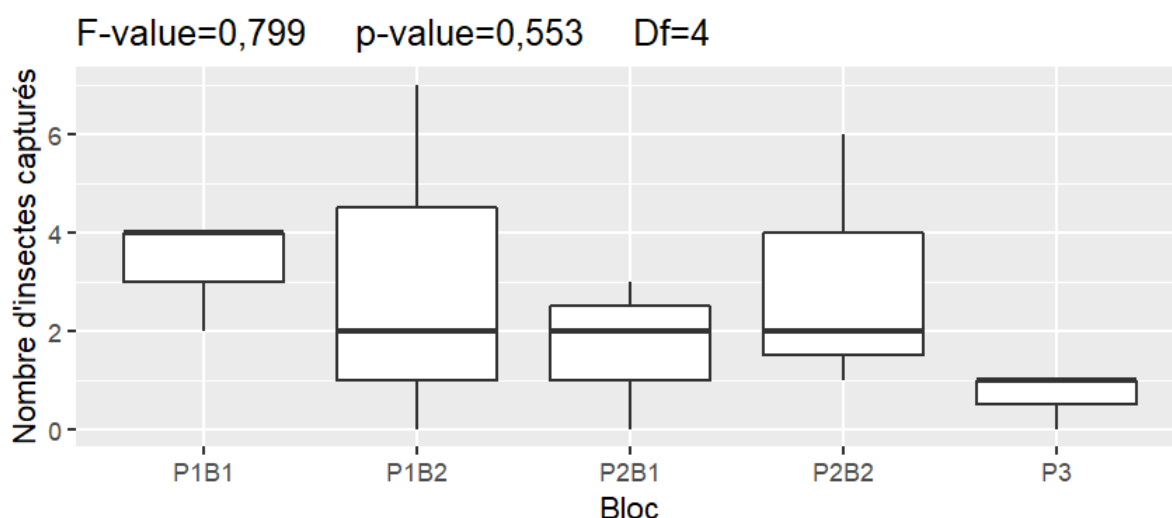


Figure 46 : Boxplots représentant le nombre de *Curculionidae* collectées dans les pièges par bloc - Résultats de l'ANOVA (PxBy = Parcelle n°x, bloc n°y) (RStudio version 4.0.2).

H) Mouches du fruit *Anastrepha manihoti* Lima, 1934

La mouche du fruit au stade adulte a été observée sur le terrain et a également été attirée par les pièges jaunes. Grâce à l'observation au stéréomicroscope de certains caractères comme le motif et les poils non dressés sur le thorax, cette mouche semble correspondre à *A. manihoti* (Figure 47).



Figure 47 : Vue stéréo-microscopique, agrandissement x20, de *Anastrepha manihoti* Lima, 1934.

Les comptages de ces mouches de manière visuelle montrent une augmentation des valeurs médianes entre les premières et secondes visites pour tous les blocs, sauf celles de la parcelle 3 qui reste à 0 (Figure 48). Les valeurs maximales pour chaque visite de terrain correspondent à P1B1. L'hypothèse de normalité n'étant pas vérifiée, une transformation logarithmique a été réalisée avant l'ANOVA. Celle-ci a fourni une p-valeur inférieure à 0,05, signifiant qu'il existe une différence significative entre les moyennes des blocs (Figure 49). Le test de Newman et Keuls a séparé les blocs en groupes (Tableau 13).

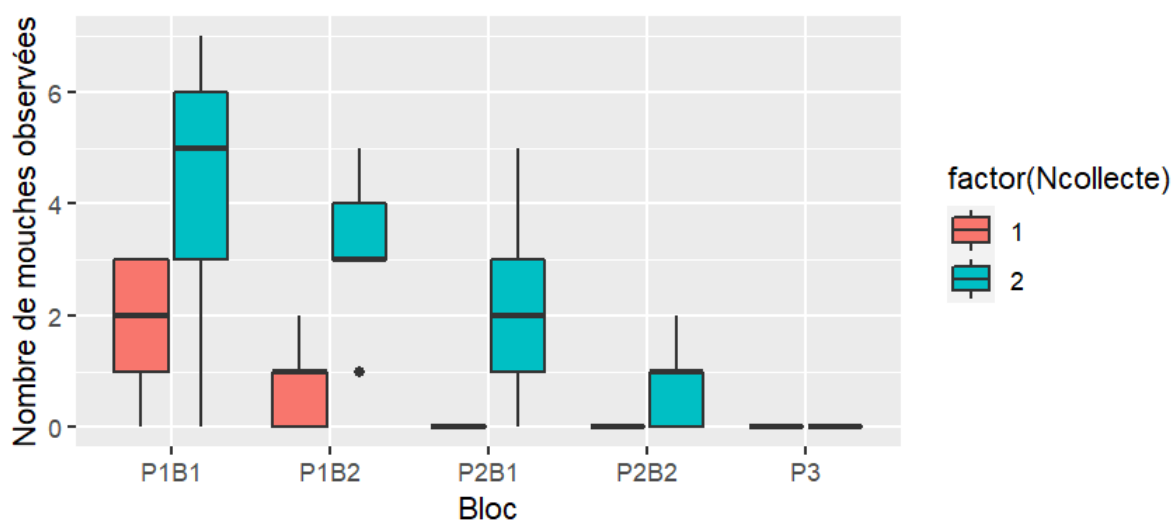


Figure 48 : Boxplots représentant le nombre de *Anastrepha manihoti* Lima, 1934 par quadrat, pour chaque bloc et chaque visite de terrain, sur base des observations visuelles (Visite 1 : rouge ; Visite 2 : bleu ; PxBy = Parcelle n°x, bloc n°y) (RStudio version 4.0.2).

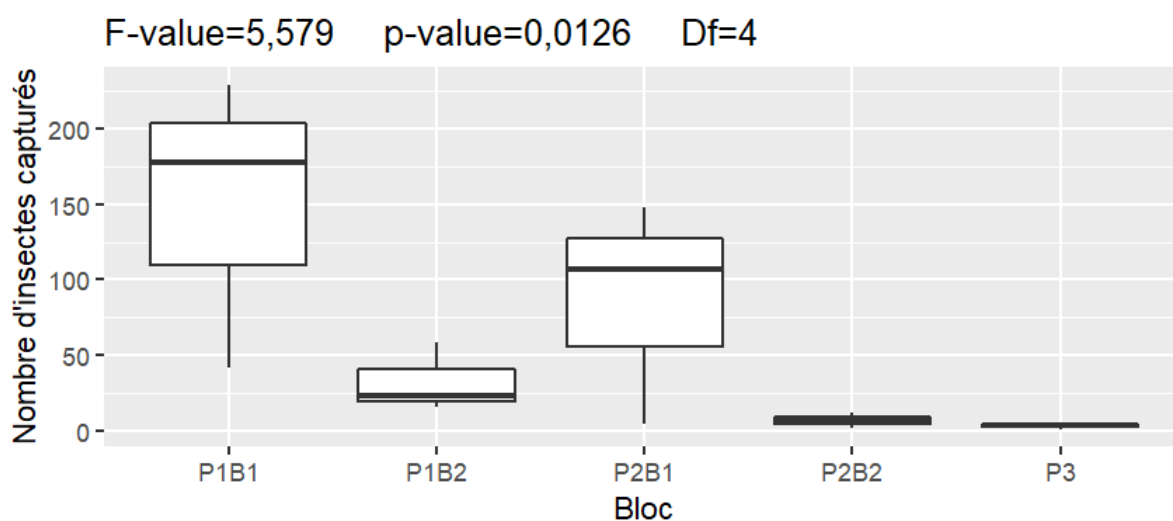


Figure 49 : Boxplots représentant le nombre d'individus de l'espèce *Anastrepha manihoti* Lima, 1934 collectées dans les pièges par bloc - Résultats de l'ANOVA (PxBy = Parcelle n°x, bloc n°y) (RStudio version 4.0.2).

Tableau 13 : Résultats du test de Newman et Keuls (PxBy = Parcelle n°x, bloc n°y) (RStudio version 4.0.2).

	Mouchesjaunes	groups
P1B1	4.7843917	a
P2B1	3.7598263	ab
P1B2	3.3285401	ab
P2B2	1.7079880	b
P3	0.9985774	b

4.2.1.1. Insectes non ravageurs

Lors des observations visuelles, 55 fourmis ont été notées, tous blocs et toutes visites sur le terrain confondus. Différents types d'œufs ont également été observés sur les feuilles (Annexe 8).

Dans les pièges (Annexe 9), 1501 mouches de la famille des Sarcophagidae (Diptera) ont été collectées, contre 920 mouchettes de différents types mais non identifiées. Parmi les hyménoptères, 510 fourmis ont été comptées et dans l'ordre des hémiptères, la famille des Miridae prédominait avec 29 insectes comptabilisés dans les pièges. Les Chrysomelidae, les Histeridae et les Scarabeidae sont les familles les plus présentes parmi les coléoptères dans les pièges, avec respectivement 18, 18 et 30 insectes. Un grand nombre de lépidoptères a aussi été collecté (224) mais n'ont pas pu être identifiés vu leur état de détérioration. De plus, 204 blattes (Blattodea) ont été comptées.

4.2.2. Maladies

4.2.2.1. Symptômes

A) Petites taches brunes

Des taches brunes et rondes délimitées par un diamètre allant d'environ 5 à 8 mm sont présentes sur la face supérieure des feuilles de manioc (Figure 50, A). Sur la face inférieure, ces taches sont de couleur gris-mauve (Figure 50, B). Ces symptômes ont été considérés comme étant ceux du champignon *C. henningsii*, causant la maladie de la tache brune. Des structures fongiques sont visibles à la surface des taches nécrosées.



Figure 50 : Feuille présentant des petites taches brunes : A) Face supérieure ; B) Face inférieure.

L'incidence de la maladie présentant des symptômes de taches brunes est plus ou moins constante pour les 2 blocs de la parcelle 2, à 100% (Figure 51). L'incidence des blocs P1B1 et P1B2 a été en forte augmentation entre les 2 visites, en passant de 20 à 100 et de 20 à 80%. La parcelle 3 était à 32% d'incidence lors de sa visite.

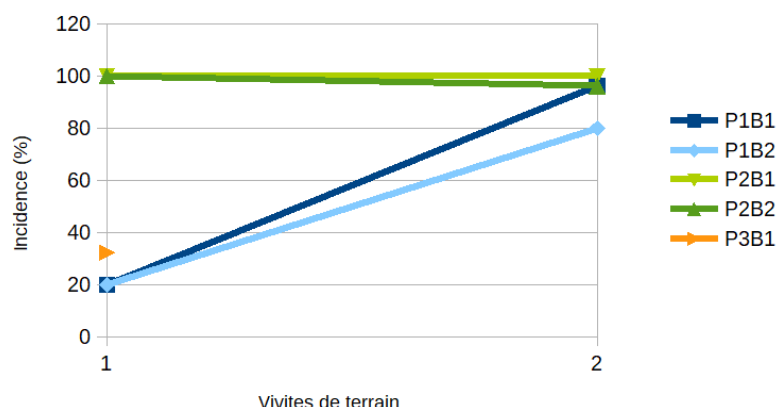


Figure 51 : Evolution de l'incidence de la maladie de la tache brune pour chaque bloc pour les 2 collectes de données (PxBy = Parcelle n°x, bloc n°y) (Données : Annexe 10).

Au niveau de la sévérité de la maladie, elle est nulle pour les blocs P1B1, P1B2 et P3B1 lors des premières visites et passe à 2,5% et 1,25% pour P1B1 et P1B2, respectivement (Figure 52). Celle des blocs P2B1 et P2B2 passe respectivement de 5 à 12,5% et de 5 à 8,75%.

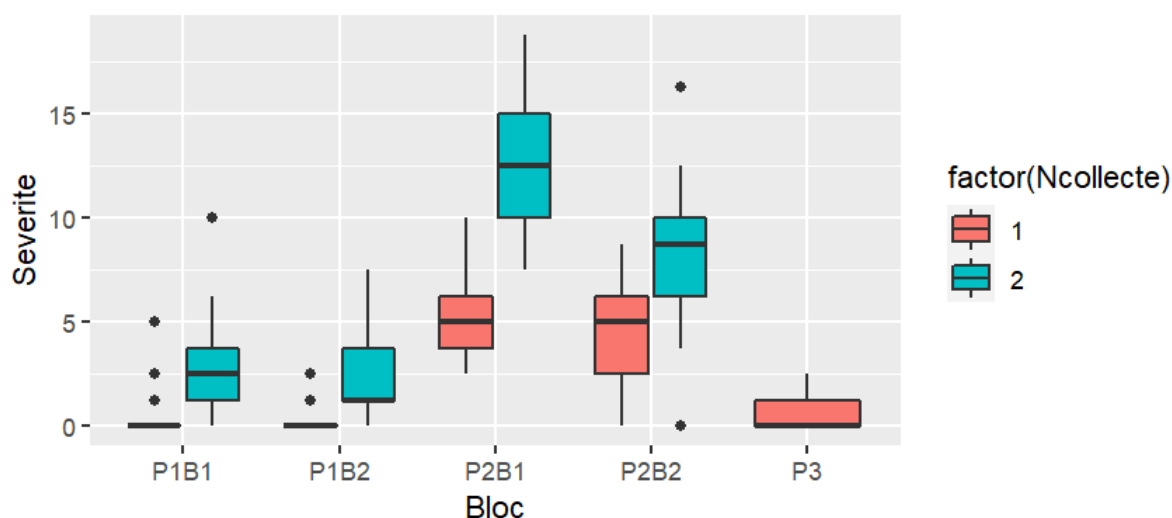


Figure 52 : Boxplots représentant la sévérité de la maladie (%) de la tache brune par plant, pour chaque bloc et chaque visite de terrain, sur base des observations visuelles (Visite 1 : rouge ; Visite 2 : bleu ; PxBy = Parcelle n°x, bloc n°y) (RStudio version 4.0.2).

B) Brûlure des feuilles

Un autre type de taches est présent sur les feuilles, brunes sur la face supérieure et grisâtres sur la face inférieure, cette fois-ci de tailles très variables. Les plus petites sont situées sur les pointes des limbes, et les plus grandes peuvent prendre toute la surface du limbe, voire toute la feuille (Figure 53). La forme de ces lésions n'est pas régulière et des structures fongiques sont visibles sur celles-ci. Le pathogène identifié est *C. vicosae* A.S. Mull & Chupp. causant la brûlure des feuilles.



Figure 53 : Feuille présentant des grandes taches brunes.

La maladie causant la brûlure des feuilles est présente à 100% dans les blocs des parcelles 2 et 3 lors de chaque visite. Pour les blocs P1B1 et P1B2, l'incidence passe respectivement de 20 à 100% et de 48 à 92% (Figure 54).

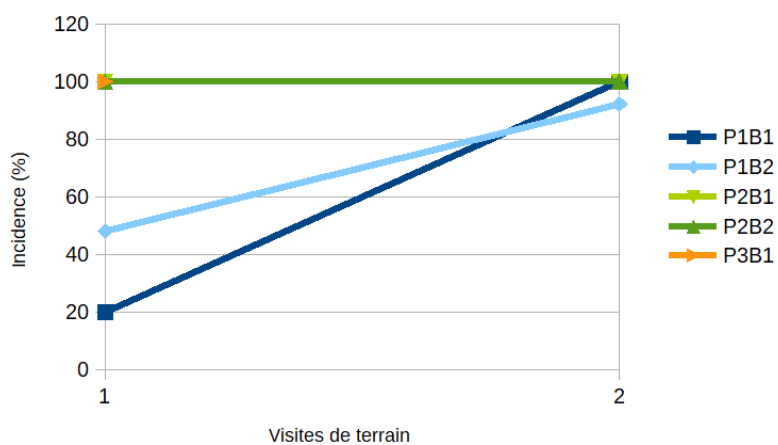


Figure 54 : Evolution de l'incidence de la maladie causant la brûlure des feuilles pour chaque bloc pour les 2 collectes de données (PxBy = Parcelle n°x, bloc n°y) (Données : Annexe 10).

La sévérité de la maladie causant la brûlure des feuilles est variable selon les blocs mais a tendance à augmenter d'une visite de terrain à l'autre (Figure 55). Les valeurs médianes de la première visite varient entre 0 et 12,5% tandis que pour la seconde, elles varient entre 11,25 et 16,25%.

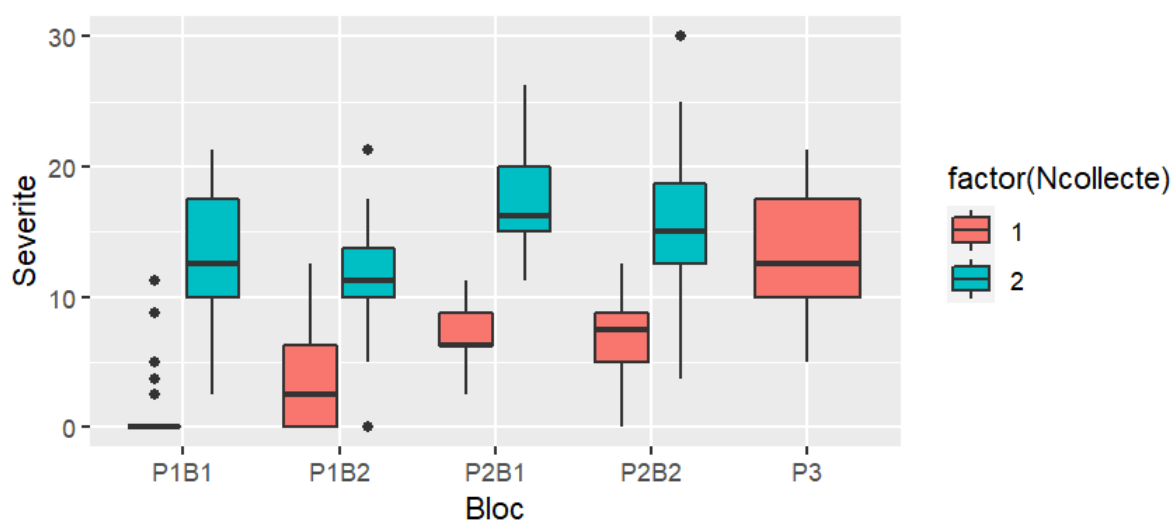


Figure 55 : Boxplots représentant la sévérité de la maladie (%) causant la brûlure foliaire par bloc et par visite, sur base des observations visuelles (Visite 1 : rouge ; Visite 2 : bleu ; PxBy = Parcelle n°, bloc n°y) (RStudio version 4.0.2).

C) Petites taches blanches

Des petites taches blanches rondes bien délimitées d'environ 1-2 mm de diamètre entourées d'un halo foncé ont été observées sur la face supérieure des feuilles (Figure 56, A). Sur la face inférieure, ces lésions sont plus foncées, gris-brun avec toujours ce halo foncé autour (Figure 56, B). Des points noirs sont présents au centre des lésions. Ces taches peuvent correspondre aux symptômes causés par *P. manihotis*, champignon causant la maladie de la tache blanche.



Figure 56 : Feuille présentant des taches blanches : A) face supérieure ; B) face inférieure.

L'incidence de ces symptômes est de 100% pour chaque bloc de chaque parcelle (Annexe 10).

La sévérité de la maladie causant la tache blanche du manioc a augmenté entre les visites pour les blocs P1B1 et P1B2, en passant de 15 à 28,75% et de 16,25 à 23,75% de sévérité (Figure 57). Les blocs P2B1 et P2B2 sont, eux, plus stables avec une valeur médiane aux alentours de 13% lors des 2 visites. La sévérité du bloc P3B1 est à 22,5%.

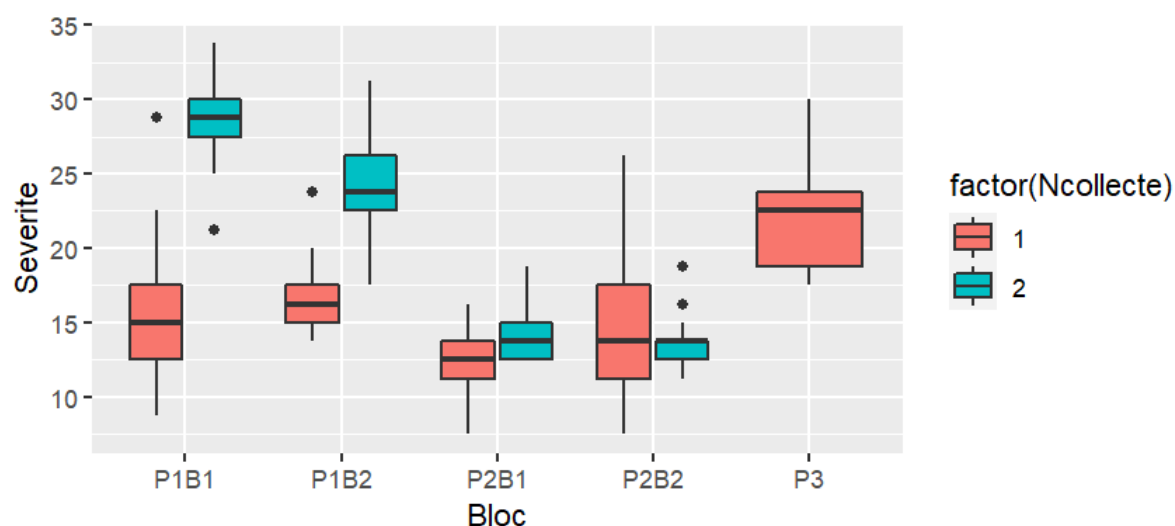


Figure 57 : Boxplots représentant la sévérité de la maladie (%) de la tache blanche par plant, pour chaque bloc et chaque visite de terrain, sur base des observations visuelles (Visite 1 : rouge ; Visite 2 : bleu ; PxBy = Parcelle n°x, bloc n°y) (RStudio version 4.0.2).

4.2.2.2. Analyse microscopique

Etant donné que les 3 types de symptômes observés prônent la présence d'une maladie fongique, 6 boîtes de pétri ont été retenues pour les observer au microscope, 2 par type de symptôme (Tableau 14).

Tableau 14 : Tableau du nom des échantillons par type de symptômes.

Nom de l'échantillon	Symptômes
E1	Taches blanches
E2	Taches blanches
E3	Brûlure foliaire
E4	Brûlure foliaire
E5	Taches brunes
E6	Taches brunes

A) Cercosporiose causant la tache brune

Au niveau visuel dans les boîtes de pétri, les champignons observés sont gris foncé à noirs au centre et ces zones ainsi que le reste des boîtes sont recouverts d'un mycélium blanc très volumineux et aérien. Au niveau microscopique, des segments filiformes septés sont observés et certains sont

groupés, formant des ramifications (Figure 58, A et B). Sur l'échantillon 6, des spores non septées sont visibles (Figure 58, C).

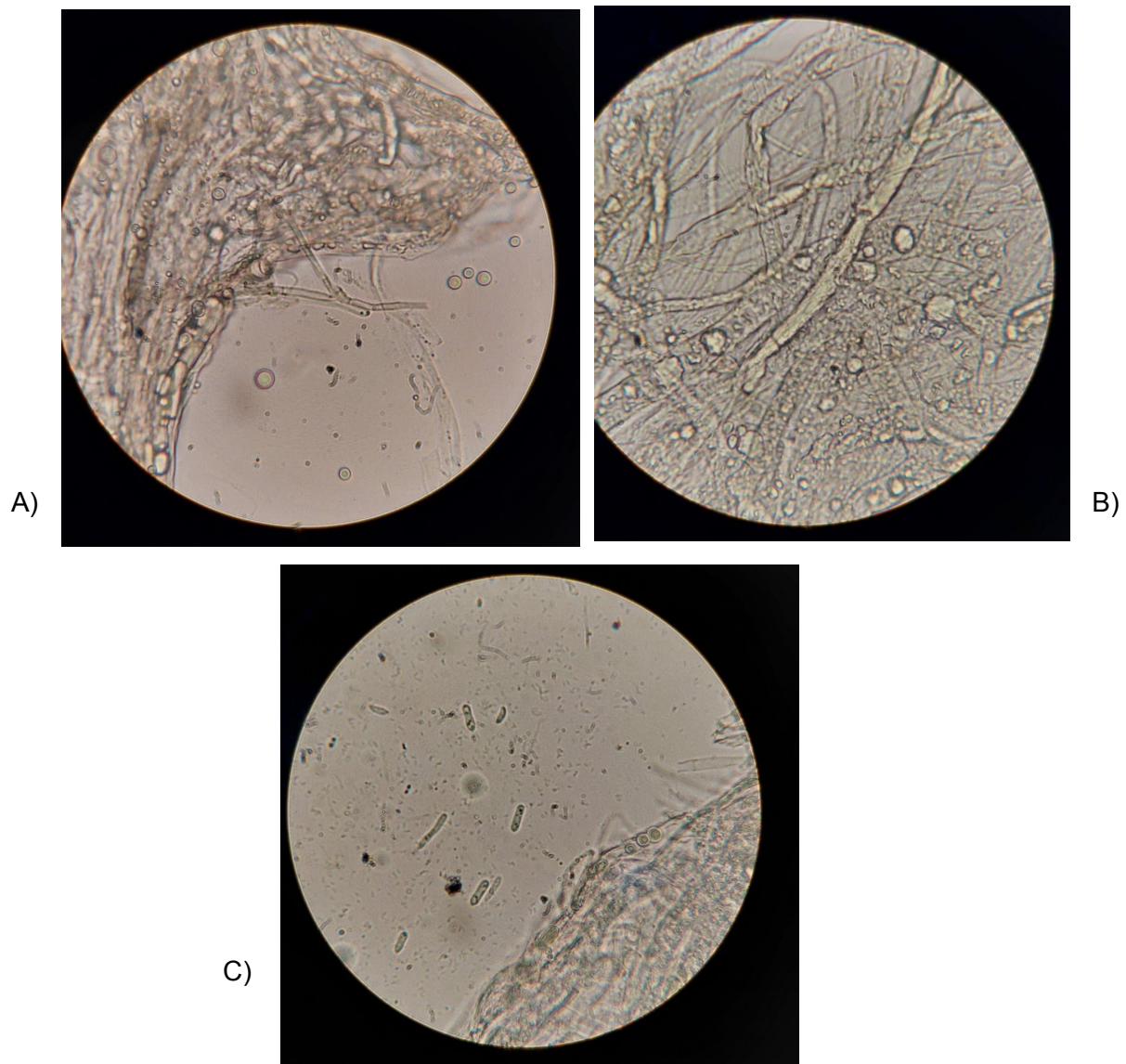
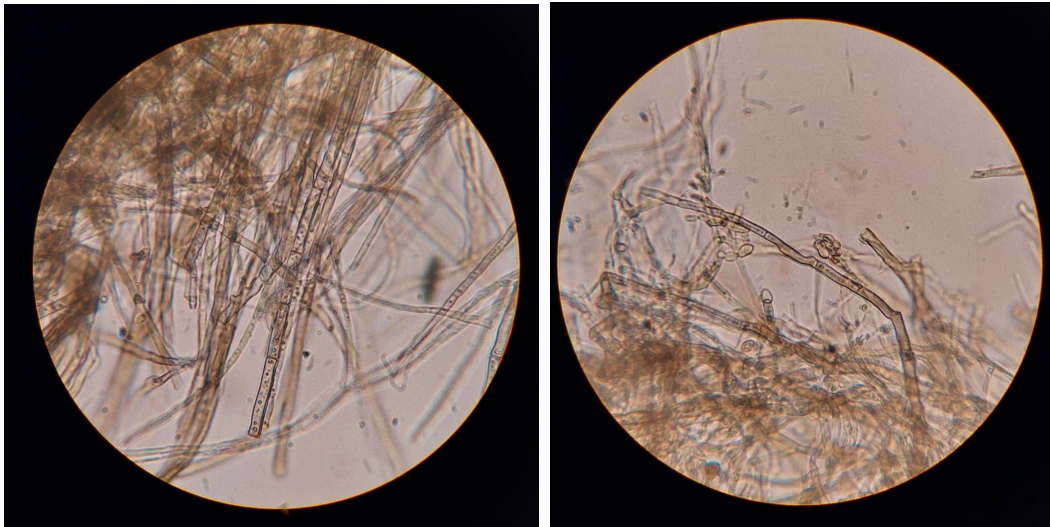


Figure 58 : Vue microscopique (x100) des champignons causant des taches brunes sur les feuilles du manioc : A) Échantillon 5 ; B et C) Échantillon 6.

B) Cercosporiose causant la brûlure des feuilles

La mise en culture pour ce type de symptômes a montré 2 types de champignons différents au binoculaire dans les boîtes de pétri. Celle de l'échantillon 3 contient une zone au centre très foncée, puis en s'éloignant les cercles de croissance du champignon sont plus clairs puis de nouveau plus foncés. Une fine ligne blanche encercle le champignon. Au niveau microscopique, les conidies observées sont filiformes et septées (Figure 59, A). Le champignon de l'échantillon 4 est composé d'une zone noire au centre et de mycélium blanc volumineux et aérien qui recouvre tout le milieu, y compris cette zone foncée. Les conidies observées au microscope sont également filiformes et septées. Des petits sacs correspondant à des spores sont visibles (Figure 59, B).



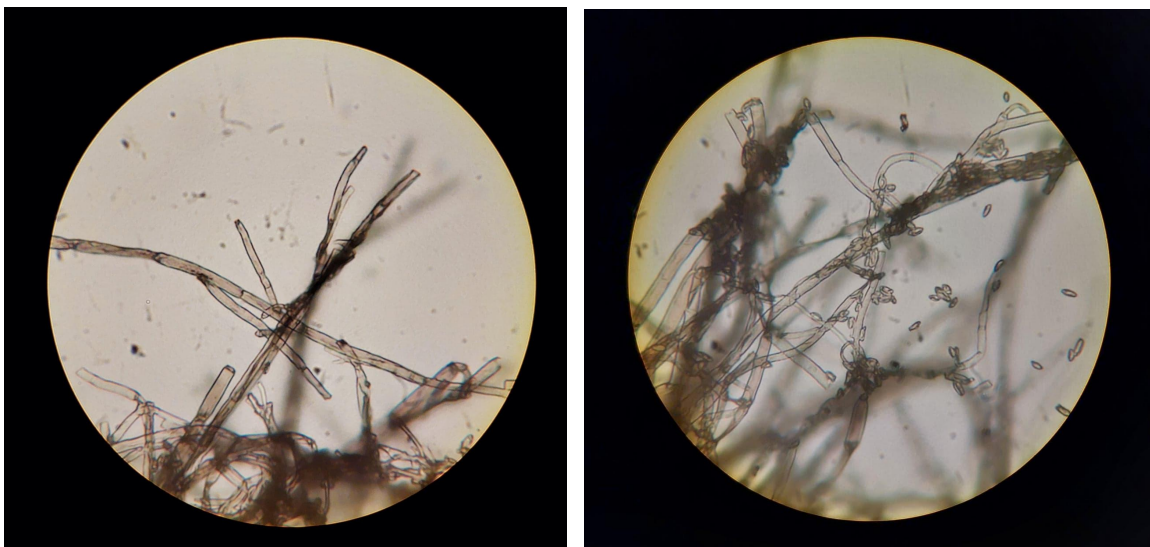
A)

B)

Figure 59 : Vue microscopique (x100) des champignons causant la brûlure du manioc : A) Échantillon 3 ; B) Échantillon 4.

C) Cercosporiose causant la tache blanche

Les 2 boîtes de pétri observées contiennent des mycéliums gris très foncés de 5 et 6,3 cm de diamètre. Tout autour, une fine bande blanche est présente. Au microscope, des segments septés en forme de longs bâtonnets sont visibles, et ce sur les 2 échantillons (Figure 60). Sur l'échantillon 1, une ramification semble être accrochée sur le bâtonnet horizontal au centre (Figure 60, A). Sur l'échantillon 2, des spores non septées sont visibles (Figure 60, B).



A)

B)

Figure 60 : Vue microscopique (x100) des champignons causant des taches blanches sur les feuilles du manioc : A) Échantillon 1 ; B) Échantillon 2.

4.2.2.3. Analyse moléculaire

L'extraction de l'ADN a fonctionné pour tous les champignons et les valeurs obtenues lors de sa quantification sont présentées au Tableau 15. En revanche, la PCR n'a été efficace que pour E1 et E3, bien que le témoin positif s'est avéré être négatif (Figure 61). Ces 2 échantillons fournissent entre 0,3 et 0,4 kilobase pour entre 33 et 40 µg d'ADN amplifié, selon l'échelle du Ladder. L'ADN amplifié de ces 2 champignons a été séquencé et les résultats obtenus sont similaires (Annexe 11). Sur 100 résultats affichés, les Capnodiales non cultivées sont les champignons ayant les pourcentages de séquences en commun avec les échantillons les plus élevés (94%). Ensuite différentes espèces du genre *Cladosporium* ont respectivement 86% (98 résultats) et 87% (99 résultats) en commun avec E1 et E3. L'échantillon 1 a également 86% de similitudes avec la séquence d'un champignon non cultivé cloné.

Tableau 15 : Résultats de la quantification d'ADN par le fluorimètre Quantus.

Nom de l'échantillon	Quantité d'ADN (ng/µl)
E1	4,41
E2	17
E3	1,52
E4	10
E5	7,1
E6	9

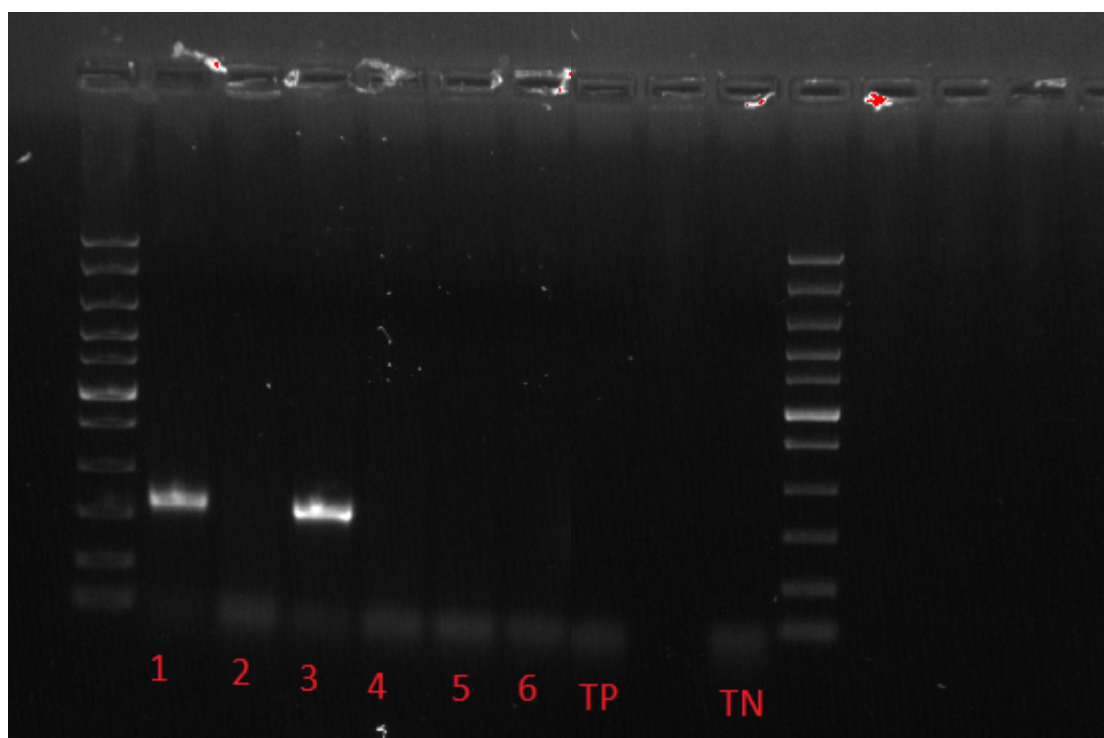


Figure 61 : Résultats de la PCR après électrophorèse (TP = témoin positif; TN = témoin négatif; 1,2,3,4,5,6 = numéros des échantillons).

5. Discussion

5.1. Conduite du système de production du manioc

Au vu du nombre limité d'agriculteurs interrogés, les conclusions ne sont pas statistiquement significatives. En effet, le nombre total de producteurs de manioc en moyennes parcelles étant inconnu, la proportion d'agriculteurs interrogés parmi la population totale est inconnue également. La seule information connue est l'augmentation des surfaces de terre dédiées à la culture du manioc, allant jusqu'à plusieurs hectares désormais ⁵. Des pistes concernant la conduite du système de production peuvent tout de même être données.

Concernant la localisation, mis à part celui de Vuelatadero, tous les agriculteurs vivent et cultivent dans des villages situés sur la route principale des tropiques de Cochabamba, la RN4 (Tableau 7) (Figure 34). La facilité d'accès aux routes afin de transporter les marchandises peut expliquer ce phénomène. Concernant la superficie, 43% des agriculteurs possèdent des parcelles d'1 ha. Or, cette surface est la limite entre les parcelles dites petites destinées à l'autoconsommation et les moyennes parcelles selon le Dr Rojas ⁷⁹. Environ 57% ont donc décidé d'étendre leurs cultures de manioc, avec un maximum de 5 ha.

Les boutures utilisées pour les plantations proviennent majoritairement des précédentes parcelles de chaque agriculteur. Les variétés les plus utilisées sont "Bobore" et "Tallo Verde". Le choix de la première s'explique car elle fait partie des plus productives des tropiques de Cochabamba avec un rendement moyen en racines de 25,1 tonnes/ha et en amidon de 7,3 tonnes/ha ¹². Les densités de plantation des boutures varient de 0,8x0,8m à 2x2m. La raison de cette différence peut dépendre des objectifs de l'agriculteur. Au niveau de la date de plantation, il semblerait que les agriculteurs cultivent le manioc à 2 périodes différentes de l'année. Parmi la population interrogée, 71% cultivent de mars-juin à novembre-avril. Les 29% restants cultivent entre octobre-novembre et mai-juin. Ces chiffres sont tout de même à considérer avec prudence car ces 29% représentent les agriculteurs ayant fourni les parcelles pour les expérimentations, qui devaient avoir atteint un certain stade de croissance pour permettre les prises de données. Une hypothèse pour expliquer cette différence de temporalité est la volonté de se fournir en manioc durant toute l'année. Cela peut aussi varier en fonction des autres cultures que possèdent les agriculteurs et de leur période de culture, du choix de la variété ou des conditions météorologiques.

Concernant les différentes pratiques culturales, les combinaisons des rotations sont composées majoritairement de riz (43%) et de maïs (57%), mais sont toutes différentes, selon les besoins et la capacité de l'agriculteur. Les résidus sont laissés au sol chez tous les producteurs. Les seuls apports aux parcelles de manioc sont des herbicides chez 57% des producteurs et des insecticides chez 43%. Cela dépend des habitudes mais aussi des différentes infestations de bioagresseurs. L'agriculteur ayant observé le plus d'insectes ravageurs utilise des produits insecticides, tandis que d'autres en utilisent alors qu'ils n'ont pas identifié de bioagresseurs. Ces produits ne sont donc pas utilisés à bon escient et nécessiteraient une meilleure connaissance des agriculteurs de leurs produits et des bioagresseurs.

Les racines de manioc de tous ces producteurs finissent dans différents marchés des tropiques comme celui de Santa Cruz ou dans celui de Cochabamba. Les rendements sont très variables, mais pour ceux qui ont pu les quantifier, ils sont de 22 et 32 tonnes/ha pour des parcelles de 2 et 3 ha, ce qui est même plus élevé qu'au Brésil, le plus gros producteur d'Amérique latine, où ils sont en

moyenne de 15 tonnes/ha ¹⁵. Les rendements dans les tropiques de Cochabamba peuvent donc être relativement élevés, ce qui prouve qu'il y a un fort déséquilibre entre les bons et les moins bons rendements dans la région, vu la moyenne à environ 7 tonnes/ha ¹⁵.

5.2. Identification des bioagresseurs

Il est tout d'abord important de noter que les insectes identifiés sont ceux présents sur une certain laps de temps, du 23/03/22 au 08/05/22 pour les observations visuelles et pendant une durée de 12 jours pour les pièges. Les pièges de la parcelle 3 ont d'ailleurs été posés quand les derniers pièges des 2 autres parcelles ont été récoltés pour la dernière fois. De plus, cette parcelle n'a été soumise qu'à une visite de terrain pour quantifier les maladies, qui a été réalisée à une date comparable à la seconde visite des parcelles 1 et 2 (Annexe 6). Les insectes et maladies présents ainsi que leur importance ne sont également pas les mêmes au cours d'une année. De plus, les conditions météorologiques variant d'une année à l'autre influencent ces facteurs, ce qui signifie qu'à une même période, les bioagresseurs ne sont peut-être pas les mêmes l'année suivante et dans les mêmes proportions. En outre, il existe sans doute un effet de la variété du manioc sur l'infestation mais ce facteur n'a pas été pris en compte ici vu que l'une d'elle est non connue de l'agriculteur. Il en est de même pour le stade de croissance mais comme il est lié à la variété, il est uniquement donné à titre indicatif à l'Annexe 7.

5.2.1. Insectes

L'aleurode, insecte connu des agriculteurs, est présente à des degrés différents dans toutes les parcelles de manioc testées. Les parcelles 1 et 3 sont homogènes, étant donné que les blocs évoluent de la même manière pour chacune au niveau des médianes : l'indice des dommages est à son maximum, c'est-à-dire à 5, lors de la seconde visite pour ces 2 parcelles. Cela signifie qu'un traitement chimique ciblé aurait pu être administré, et ce depuis une infestation dont l'indice est de 3 ¹⁸. À ce degré de sévérité, la fumagine est présente sur les feuilles, s'ajoutant aux dégâts directs des aleurodes (Tableau 2). La parcelle 2 a des valeurs médianes plus faibles mais nécessite déjà l'utilisation d'auxiliaires dans le cadre d'une lutte biologique, car elle est justifiée à partir d'un indice de 2 pour limiter les dégâts futurs. En effet, les pertes de rendement peuvent aller jusqu'à 79% ¹⁸. La gestion des parcelles 1 et 2 est la même car elles appartiennent au même agriculteur, qui utilise des produits insecticides et elles sont situées dans la même zone agricole. Cependant, les niveaux de sévérité sont différents. Une hypothèse peut être formulée quant à un facteur pouvant causer une sévérité d'aleurodes plus importante dans les parcelles 1 et 3 : la présence rapprochée d'une bananeraie également contaminée par des aleurodes (Figure 62). Selon Castillo *et al.* (2014), les espèces d'aleurodes causant des pertes économiques au bananier dans la Vallée de Tumbes au Pérou sont *Aleurodicus juleikae* Bondar, *Aleurothrixus floccosus* Maskell et *Tetraleurodes mori* Quaintance, ce qui peut fournir des pistes quant aux espèces d'aleurodes ravageant le manioc dans les tropiques de Cochabamba ⁸⁰.



Figure 62 : Aleurodes présentes sur un bananier.

Pour le sphinx ravageur, *E. ello*, il n'y a pas de certitude concernant l'identification étant donné que les différents individus peuvent soit appartenir à des espèces différentes, soit à une espèce de Sphingidae différente comme *Erinnyis alope*, présente dans le Nevada ³⁵. De plus, aucun représentant adulte ni aucun dégât n'a été observé sur les plantes, ce qui ne prouve pas que ça soit une espèce ravageuse. Toutefois, cette absence de dommage peut être expliquée par le fait que très peu de chenilles ont été observées, seulement 4 dans les parcelles 1 et 2. Au niveau des œufs, 1 ou 2 par quadrat ont été observés minimum une fois dans tous les blocs. Or, pour défolier un plant âgé de 3 mois, il faut 13 chenilles étant à leur cinquième stade de croissance ³⁴. Les larves présentes n'étaient donc pas suffisantes pour causer des dégâts importants. Le fait que les papillons collectés par les pièges soient en si mauvais état peut également expliquer l'absence de *E. ello* au stade adulte, l'identification n'étant pas possible.

Concernant les cochenilles, les effectifs par blocs sont considérés comme étant très faibles, voire nuls, même si le seuil de nuisibilité n'est pas connu. Ces insectes peuvent, tout comme les aleurodes, induire la production de fumagine sur les feuilles à cause de leurs sécrétions de miellat mais vu leur nombre négligeable par rapport aux aleurodes, leur contribution à la formation de la fumagine présente dans les parcelles l'est aussi. Le principal symptôme causé par cet insecte, c'est-à-dire l'enroulement des feuilles à cause du prélèvement de la sève, n'a pas été observé sur les quadrats. Cependant, selon Fabres *et al.* (2000), les dégâts sont plus sévères pendant la saison sèche, marquée entre mai et septembre dans les tropiques de Cochabamba (Figures 5 et 6) ²⁶. Il faut donc agir avant que les populations ne deviennent trop importantes à cette saison car l'augmentation des populations est difficile à détecter, et ce via la lutte biologique ³⁵.

Quant au ravageur des tiges, *C. clarkei*, il peut se confondre avec le Cerambycidae (Coleoptera) *Lagocheirus araneiformis* (Linnaeus, 1767), étant donné que le stade adulte n'a pas été observé. Or, ce dernier passe par un stade de pupa libre, ce qui est différent du stade nymphal observé. De plus, les dommages extérieurs ne sont que de la sciure sans "toile", ce qui correspond à *C. clarkei* ²⁴. Le papillon a peut-être aussi été capturé par les pièges jaunes mais pas identifié à cause du mauvais état des papillons récoltés. Lorsqu'une tige est touchée par quadrat, cela signifie que près de la moitié ou du tiers des tiges sont touchées, selon qu'il y a respectivement 1,2 ou 1,6 tiges par plant (Tableau 16). Si 2 tiges présentent des symptômes par quadrat, plus de la moitié des tiges sont infestées. Selon les quadrats choisis aléatoirement et selon les visites, les blocs P1B1, P2B1 et P2B2 sont donc soumis

à une infestation de plus de 35% des plants, ce qui peut provoquer des pertes de rendements en racines de 45 à 62%⁴⁸. Il fait donc partie des ravageurs à ne pas négliger dans cette étude et à contrôler.

Tableau 16 : Nombre de tiges touchées par Chilomima clarkei Amsel, 1956 par quadrat et nombre de tiges principales par plant, pour chaque bloc (à partir des données du Tableau 10 et de la Figure 47).

Blocs	Valeurs moyennes du nombre de tiges principales <u>par plant</u>	Valeurs médianes du nombre de tiges touchées <u>par quadrat</u>	
		Visite 1	Visite 2
P1B1	1,6	0	2
P1B2	1,7	0	0
P2B1	1,6	2	2
P2B2	1,6	2	1
P3B1	1,2	1	0

Les différents Curculionidae n'ont pas pu être identifiés jusqu'au genre vu le manque de documentation dans la littérature, raison pour laquelle rien ne peut affirmer qu'il s'agit d'insectes du genre *Coelosternus sp.*. De plus, ce foreur de tiges ne présentant pas de symptômes extérieurs, aucun dommage n'a pu être observé dans les tiges. Malgré leur présence dans tous les blocs avec une médiane variant de 1 à 4 insectes par piège, il n'est pas possible de chiffrer les dégâts causés par cet insecte vu que l'intérieur des tiges n'a pas été observé.

Parmi les insectes ravageurs secondaires, 3 ont été identifiés. Tout d'abord, les galles foliaires ont été identifiées comme appartenant à *I. brasiliensis* car aucun autre insecte ne cause de telles excroissances sur le manioc selon la littérature. La formation des galles réduit la capacité de photosynthèse de plants de manioc⁴³. Les cécidomyies collectées dans les pièges peuvent correspondre à cette espèce, d'autant plus que leur présence peut en plus être liée à celle des galles en comparant les graphes des Figures 42 et 43. En effet, la moyenne du nombre de cécidomyies par piège du bloc P1B2 est significativement plus élevée que celle du bloc P3B1 et de façon hautement significative de P2B1. C'est également dans le bloc P1B2 que le plus de galles ont été observées par quadrat.

Ensuite, une chenille identifiée *P. sanguinea* a été observée, en plus des 10 papillons collectés dans les pièges. Cependant, aucun dégât sur les feuilles n'a été observé. Ceux-ci étaient les seuls à se différencier des autres dans les pièges en étant plus reconnaissables, mais l'identification de l'espèce n'en reste pas moins une hypothèse.

Enfin, la mouche du fruit identifiée comme étant *A. manihoti* a été observée, mais aucun symptôme n'a été remarqué au niveau des fruits. Les organes touchés doivent donc être les tiges tendres, mais les plants n'ayant pas été détruits, les tiges n'ont pas été ouvertes²⁴. De plus, aucun signe de la présence de la bactérie *E. carotovora* pv. *carotovora* n'a été remarqué au niveau des bourgeons et des terminaisons de la plante. Les dégâts sont donc impossibles à estimer. Les adultes, tout de même quantifiés, ont subi une augmentation de la première à la seconde visite de terrain pour les observations visuelles. Au niveau des collectes dans les pièges, c'est l'insecte ravageur qui y était le plus présent, et ce particulièrement dans le bloc P1B1 dont la moyenne est significativement plus élevée que les blocs P2B2 et P3B1. Des différences existent donc entre les blocs d'une même parcelle,

mais pas suffisamment que pour appartenir à des groupes différents selon Newman et Keuls (Tableau 15).

Ces 3 ravageurs ne causant pas de pertes économiques importantes et aucun dégât n'ayant été noté, ce ne sont pas ceux à éliminer en priorité. Les seuils de nuisibilité et de traitement seraient tout de même intéressants à connaître pour la suite.

Parmi les insectes identifiés comme étant non ravageurs, différents insectes de l'ordre des hémiptères ont été identifiés, et ce même jusqu'à la famille pour ceux récoltés dans les pièges. Aucun d'entre eux ne correspondait au genre *Vatiga* (Tingidae), pourtant considéré comme étant un ravageur important d'Amérique du Sud¹⁸. De plus, différents types d'œufs ont été comptés, pouvant être isolés, éclos ou non, ou groupés. Les œufs isolés peuvent appartenir à *E. ello* ou à *P. sanguinea*.

D'autres ravageurs comme les acariens verts et les thrips causant des dommages importants en Amérique latine n'ont pas non plus été notifiés lors des expérimentations¹⁸. En effet, aucun symptôme de taches chlorotiques ou de feuilles déformées causé par ces organismes n'a été constaté sur les feuilles.

Un facteur pouvant jouer sur la diversité des insectes collectés par les pièges est bien entendu le type de piège. Les pièges jaunes comme ceux utilisés possèdent une grande diversité d'insectes cibles⁶⁷. Cependant, il touche surtout les insectes volants. Cela est renforcé par la présence de toits sur les pièges ajoutés à cause de la pluie, ce qui peut biaiser les comptages en empêchant les insectes de tomber dans les pièges. Les observations visuelles représentent donc une méthode complémentaire très intéressante au piégeage. En effet, cette approche a permis d'observer la plus grande diversité d'insectes ravageurs lors de ces expérimentations. Néanmoins, l'inconvénient de cette méthode est que les insectes volants pouvant se déplacer facilement, il peut y avoir des doubles comptages et biaiser les chiffres.

5.2.2. Maladies

Tout d'abord, les analyses moléculaires, ayant été réalisées pour confirmer ou infirmer les diagnostics réalisés sur base des symptômes, ont fourni des résultats non concluants. En effet, les résultats de la PCR ne permettent pas de conclure car le témoin devant être positif ne l'était pas. Cela signifie que les échantillons dont les résultats étaient négatifs ne le sont pas forcément. D'ailleurs, tous devaient être positifs vu la nature des amorces (ITS 1 et 4) car les échantillons prélevés sont ceux des champignons mis en culture à partir des fragments de feuilles. Une erreur a donc sans doute été commise après l'extraction de l'ADN, vu que tous en possédaient (Tableau 15).

Les échantillons 1 et 3 qui se sont avérés être positifs, prélevés respectivement d'une lésion de tache blanche et de brûlure foliaire, ont tout de même pu être emmenés au séquençage et leurs résultats sont similaires (Annexe 11). Les Capnodiales non cultivées, ayant 94% de séquences communes avec les 2 échantillons, font partie des Ascomycètes, plus précisément de la famille des Capnodiaceae qui contient des fumagines⁸¹. Le genre *Cladosporium*, retrouvé dans tous les autres résultats, fait partie de cette famille et correspond aux fumagines causées par le miellat produit souvent par les pucerons ou les cochenilles^{82,83}. Cela peut s'expliquer par le fait que les champignons ont été mis en culture à partir de fragments de feuilles séchées, où de la fumagine s'était développée à cause des aleurodes et, peut-être secondairement, des cochenilles. Si le séquençage n'a pas permis de confirmer la présence des différentes cercosporioses, il aura pu confirmer celle de la fumagine.

Concernant la première maladie fongique identifiée, *C. henningsii*, les symptômes de taches brunes bien délimitées sont reconnaissables et non confondables avec un autre pathogène. Elle est présente dans tous les blocs de chaque parcelle expérimentale. L'incidence de la maladie évolue de manière homogène dans chaque parcelle, mais la parcelle 3 possède une incidence de seulement 32% par rapport aux autres au même moment, qui est entre 80 et 100% (Figure 56). La sévérité de la parcelle 3, dont la médiane est à 0%, est également la plus faible, suivie par les blocs de la parcelle 1 puis ceux de la parcelle 2 qui ont la sévérité la plus élevée, allant jusqu'à 12,5%. La parcelle 2 est donc la plus touchée par la maladie. En ne connaissant pas le seuil de nuisibilité de la maladie, les pertes de rendement ne peuvent être quantifiées mais elles peuvent aller jusqu'à 20% ⁵⁶.

Après avoir été mis en culture, les échantillons 5 et 6 ont des aspects visuels identiques au binoculaire. La PCR de ces échantillons n'ayant pas fonctionné, aucune piste d'identification ne peut être fournie. Au microscope, les segments septés observés peuvent correspondre aux conidies de *C. henningsii* ^{57,84}. De plus, les conidiophores appartenant au genre *Cercospora* sont groupés, ce qui pourraient expliquer les ramifications visibles ⁸⁴. Cependant, des spores non septées sont également présentes, ce qui ne garantit pas l'identification de ce champignon.

La seconde maladie identifiée est *C. vicosae*, causant la brûlure des feuilles. Les symptômes sont de grandes taches brunes aussi mais sont non délimitées comme *C. henningsii*. En revanche, les symptômes peuvent éventuellement être confondus avec le *Phoma spp.*, une autre maladie fongique causant de grandes taches brunes. Cependant, les lésions observées n'étaient pas formées d'anneaux concentriques. Concernant l'incidence de *C. vicosae* dans les parcelles, elle tend vers 100% pour toutes les parcelles (Figure 54). Les valeurs médianes de la sévérité, pour toutes les parcelles lors de la seconde visite (la première pour la parcelle 3), varient entre 11,25 et 16,25%. Elle est donc plus élevée que pour *C. henningsii*, mais ses dégâts sont négligeables selon le Handbook de CIAT (2012) ³⁵. Davantage d'études sur la maladie devraient être réalisées afin de pouvoir les quantifier. Les échantillons 3 et 4 mis en culture sont différents au binoculaire. L'échantillon 3 a été identifié comme faisant partie de la famille des Capnodiaceae par le séquençage, malgré des caractéristiques de *Cercospora* (conidies septées et filiformes) ⁸⁴. L'échantillon 4 au microscope possède, en plus de ces caractéristiques, des petits sacs pouvant correspondre aux conidies portées par les conidiospores. Ces caractéristiques peuvent appartenir à *Cercospora*, mais il n'est pas possible d'en être sûr sans analyse moléculaire.

Un autre type de cercosporiose, nommé *P. manihotis*, est également présent dans les parcelles expérimentales. Les taches blanches délimitées par un halo noir sont caractéristiques de la maladie, qui ne peut donc pas être confondue avec une autre. Elle est la maladie la plus répandue sur les parcelles, car tous les blocs, toutes visites confondues, ont une incidence de 100%. La sévérité est également la plus élevée de manière générale en comparaison aux autres maladies, pouvant même atteindre 28,75% pour le bloc P1B1 lors de la seconde visite (Figure 57). Les pertes de rendement et le seuil de nuisibilité n'étant pas connus, davantage de recherches devraient être réalisées sur le sujet. Les échantillons 1 et 2 mis en culture ont donné des résultats au binoculaire semblables. Or, l'échantillon 1 a été identifié comme faisant partie de la famille de Capnodiaceae, ce qui laisse penser que les 2 champignons font partie de cette famille, malgré les conidies septées observées. De plus, des spores non septées, ne correspondant pas au genre *Cercospora*, sont présentes ^{57,84}.

Les 3 types de cercosporioses étant sensibles à l'humidité, des cycles secondaires se réalisent en continu pendant la saison des pluies, période qui se terminait lors des prises de données. Les maladies étaient donc probablement à leur maximum de dégâts causés. Elles survivent néanmoins à la

saison sèche dans les lésions des feuilles tombées au sol, pour reprendre leur activité dès le début de la saison pluvieuse suivante ³⁵.

La mesure de sévérité est propre à chaque observateur, c'est-à-dire qu'une personne donnera sans doute pour une même feuille, selon le pourcentage touché, un indice de sévérité différent qu'une autre personne. Cette mesure est donc relativement subjective.

Au niveau de la mise en culture des champignons, le fait que des fragments de feuilles séchées et réhumidifiées aient été déposés sur le milieu a pour conséquence la contamination par d'autres pathogènes. En effet, d'autres champignons ou bactéries ont également pu se développer et contaminer les boîtes de pétri. Il est donc probable que les champignons pathogènes recherchés se soient laissés dominer par d'autres pourritures, bactéries ou la fumagine dans ce cas-ci.

Après ces analyses, aucun symptôme de virus ou de bactérie n'a été observé, alors que ce sont des pathogènes causant des dégâts importants en Amérique latine et en Afrique ³⁵. En effet, la mosaïque africaine du manioc, exclusivement présente en Afrique, est considérée comme la plus grave maladie du continent, avec des pertes variant de 20 à 95% ^{35,85}.

5.3. Pistes de méthodes de lutte

Vu la présence élevée des aleurodes et de *C. clarkei* dans les parcelles expérimentales et les pertes de rendement qu'ils peuvent causer, ce sont ces 2 insectes qui sont les plus problématiques. Différentes méthodes de lutte préventive ou curative sont donc proposées afin de diminuer leur population. Pour les ravageurs moins importants et secondaires, des méthodes de lutte préventive ont été conseillées.

5.3.1. Boutures saines

Premièrement, le bouturage est un levier important sur lequel jouer. En effet, la cochenille, l'aleurode, la mouche du fruit et *C. clarkei* peuvent survivre lors du transport des boutures sur les feuilles ou dans les tiges et ainsi contaminer d'autres parcelles. Pour cela, il est impératif de prélever les boutures sur des plants sains. Pendant la croissance du plant nouvellement bouturé, les éventuelles tiges infectées sont à retirer. S'il n'y a pas suffisamment de matériel sain disponible, il est possible de l'assainir des insectes en enfouissant totalement la tige horizontalement dans le sol ou en utilisant un produit insecticide ^{18,31,86}. Le fait de planter du matériel sain est également une mesure luttant efficacement contre les maladies fongiques telles que les cercosporioses ³⁵.

5.3.2. Date et conditions de plantation

Les dégâts sur manioc dûs aux aleurodes étant généralement plus sévères en saison sèche, il est plus judicieux de planter au début de la saison pluvieuse afin que les plants soient plus résistants. Pour des plants encore plus vigoureux, un désherbage et l'application d'engrais peuvent limiter la compétition des plants de manioc avec les adventices ^{31,86}. Cependant, afin de limiter la gravité des cercosporioses, il faudrait réduire l'humidité pendant la plantation, donc planter quand il fait sec ³⁵. Les périodes de plantation étant contradictoires selon le type de bioagresseur, l'agriculteur doit faire un choix selon le niveau d'infestation de chacun et selon celui ou ceux à contrôler en priorité dans ses parcelles.

5.3.3. Lutte biologique

La lutte biologique est également une piste de solution intéressante grâce à l'introduction de prédateurs, parasitoïdes ou encore de champignons entomopathogènes.

Les aleurodes peuvent être contrôlées par des champignons entomopathogènes dont le plus efficace contre *A. socialis* est *Lecanicillium lecanii* avec 65,4% de neutralisation des œufs et nymphes en laboratoire. La présence de ce ravageur peut également être réduite grâce à des micro-hyménoptères ou des chrysopes. La liste d'organismes luttant contre les aleurodes est disponible au Tableau 17 pour chaque espèce d'aleurode ¹⁸.

C. clarkei peut être contrôlé par des applications de *Bacillus thuringiensis* ou du champignon *Spicaria sp.* sur les larves, dont la mortalité atteint respectivement 99% et 88% ⁸⁶. De plus, les œufs peuvent être parasités par *Trichogramma spp.* (Hymenoptera : Trichogrammatidae) et les larves par *Brachymeria conica* (Ashmead, 1904) (Hymenoptera : Chalcididae) et *Cotesia sp.* (Hymenoptera : Braconidae) ^{24,86}.

Pour lutter contre les cochenilles, *Cleothera spp.* (Coleoptera : Coccinellidae) est utile en tant que prédateurs et *Acerophagus coccois* Smith, 1880, *Aenasius vexans* Kerrich, 1967, *Apoanagyrus spp.*, *Anagyrus spp.* et *Epidinocarsis diversicornis* (Howard, 1894) (Hymenoptera : Encyrtidae) en tant que parasitoïdes, particulièrement contre *P. herreni* ^{24,31,86}.

E. ello peut être contrôlé à différents stades. En effet, des micro-hyménoptères comme *Trichogramma spp.*, *Telenomus sp.* (Hymenoptera : Scelionidae) et *ooencyrtus sp.* (Hymenoptera : Encyrtidae) parasitent les œufs ⁸⁶. Ces œufs sont également menacés par *Chrysoperla spp.* et *Chrysopa sp.* (Neuroptera : Chrysopidae). Parmi les parasitoïdes des larves, les diptères font partie des familles des Tachinidae, Sarcophagidae et Dryinidae et les hyménoptères des familles des Ichneumonidae et Braconidae, dont *Cotesia sp.* en particulier. De plus, les guêpes du genre *Polistes* comme *Polistes erythrocephallus* Latreille, 1813 (Hymenoptera : Eumenidae) sont des prédateurs des larves, tout comme certaines araignées des familles des Tomicidae et Salticidae. Les larves peuvent aussi être infectées par le virus *Baculovirus* et *Bacillus thuringiensis* peut être pulvérisé sur elles. Elles sont particulièrement en danger pendant les 3 premiers stades. Les chrysalides peuvent elles être touchées par le champignon *Cordiceps sp.* ^{24,86}.

Trichogramma spp. et *Cotesia sp.* sont également parasitoïdes de *P. sanguinea* respectivement au niveau des œufs et larves ^{24,86}.

Concernant la mouche du fruit *A. manihoti*, *Opius sp.* (Hymenoptera : Braconidae) parasite 16% des larves se trouvant dans les fruits, mais n'est pas efficace dans les tiges ⁸⁶.

Tetrastichus sp. (Hymenoptera : Eulophidae), *Dimeromicrus sp.* (Hymenoptera : Torymidae) et *Aprostecetus sp.* (Hymenoptera : Eulophidae) peuvent, eux, être utilisés pour lutter contre *I. brasiliensis* causant des galles sur les feuilles ⁴³.

Tableau 17 : Liste des principales espèces de contrôle biologique des plus importantes espèces d'aleurodes associées au manioc dans les Amériques ¹⁸.

Espèces nuisibles	Parasitoïdes	Prédateurs	Entomopathogènes
<i>Aleurotrachelus socialis</i>	<i>Amitus macgowni</i> <i>Encarsia americana</i> <i>E. bellotti</i> <i>E. cubensis</i> <i>E. hispida</i> <i>E. luteola</i> <i>E. sophia</i> <i>Encarsia sp.nr variegata</i> <i>Encarsia sp.</i> <i>E. tabacivora</i> <i>Euderomphale sp.</i> <i>Eretmoceris spp.</i> <i>Metaphycus sp.</i> <i>Signiphora aleyrodis</i>	<i>Delphastus sp.</i> <i>D. quinculus</i> <i>D. pusillus</i> <i>Chrysopa sp. nr. cincta</i> <i>Condylostylus sp.</i>	<i>Beauveria bassiana</i> <i>Lecanicillium lecanii</i> <i>Aschersonia aleyrodes</i>
<i>Aleurothrixus aepim</i>	<i>Encarsia porteri</i> <i>E. aleurothrixii</i> <i>E. hispida</i> <i>Eretmoceris sp.</i>		<i>Cladosporium sp.</i>
<i>Bemisia tuberculata</i>	<i>Encarsia hispida</i> <i>E. pergandiella</i> <i>E. sophia</i> <i>Encarsia sp. prob. variegata</i> <i>E. tabacivora</i> <i>Eretmoceris sp.</i> <i>Euderomphale sp.</i> <i>Metaphycus sp.</i>	<i>Condylostylus sp.</i>	
<i>Bemisia tabaci</i>	<i>Encarsia sophia</i> <i>E. lutea</i> <i>E. formosa</i> <i>E. mineoi</i>	<i>Delphastus pusillus</i> <i>Condylostylus sp.</i>	
	<i>Encarsia sp.</i> <i>Eretmoceris mundus</i>		
<i>Trialeurodes variabilis</i>	<i>Encarsia Bellotti</i> <i>E. hispida</i> <i>E. luteola</i> <i>E. nigricephala</i> <i>E. pergandiella</i> <i>Encarsia sp.</i> <i>E. Sophia</i> <i>E. strenua</i> <i>E. tabacivora</i> <i>Eretmoceris spp.</i>	<i>Chrysopa sp. nr. cincta</i> <i>Condylostylus sp.</i>	<i>Aschersonia aleyrodes</i> <i>Beauveria bassiana</i> <i>Lecanicillium lecanii</i>

5.3.4. Choix variétal

Le choix variétal est une pratique stable et bon marché à prendre en compte pour lutter contre les aleurodes, cochenilles, *C. clarkei* et les cercosporioses notamment, étant donné que certaines variétés les supportent mieux que d'autres ^{18,35,86}. Des hybrides résistants aux aleurodes et productifs sont d'ailleurs en cours de recherches. Le développement et la fréquence des piqûres des insectes sont ainsi impactés et la mortalité des nymphes est plus élevée ^{18,86}.

5.3.5. Association culturale et rotations

Le fait de placer la culture de manioc en association avec d'autres cultures comme le niébé semblerait diminuer les populations d'aleurodes pour les espèces *A. socialis* et *T. variabilis* ^{18,86}. Le maïs en tant que culture intercalaire peut diminuer les populations de *C. clarkei* jusqu'à la récolte du maïs ⁸⁶. De plus, les spores de cercosporiose peuvent rester actives pendant plusieurs années, raison pour laquelle il est important de faire des rotations sur une même parcelle ⁸⁷.

5.3.6. Gestion des résidus

La destruction ou l'incorporation dans le sol après la récolte des résidus permet de diminuer les populations d'insectes ravageurs des tiges comme *C. clarkei* et *Coelosternus sp.*, celle des aleurodes et de *I. brasiliensis* ^{18,43,86}. Les feuilles contaminées laissées au sol correspondent à une source importante d'infestation pour les cercosporioses ⁵⁵.

5.3.7. Piégeage

Pour lutter physiquement contre les aleurodes, des pièges jaunes collants peuvent être posés dans les parcelles. Contre la mouche du fruit, les pièges de McPhail contenant du maïs hydrolysé à 2% sont efficaces ⁸⁶.

5.3.8. Lutte chimique

En dernier recours, la lutte chimique peut être utilisée mais dans ce cas, les agriculteurs se doivent d'être renseignés sur le mode d'action et sur l'efficacité des pesticides utilisés. En effet, comme observé sur le terrain et selon Bellotti *et al.* (2009), ils n'appliquent pas les produits au bon moment et/ou de la bonne manière, ce qui n'est pas efficace. Afin d'obtenir des résultats concluants, les agriculteurs devraient être informés sur l'utilisation de chaque produit. Pour combattre l'aleurode, les plus utilisés sont le diméthoate, le thiamethoxam, l'etofenprox et l'imidacropid ¹⁸. Si la mouche du fruit est très présente les 3 à 4 premiers mois après la plantation du manioc, le fenthion ou le diméthoate peuvent être utilisés. Une technique développée en Colombie contre *C. clarkei* consiste à appliquer du malathion dans des trous remplis de sciure de bois, où les boutures seront placées ⁸⁶.

Pour diminuer les infections de cercosporioses, les fongicides à base d'oxyde de cuivre et d'oxychlorure de cuivre en suspension dans de l'huile minérale peuvent être utilisés ³⁵.

5.4. Pistes d'amélioration et perspectives

Cette étude étant une première approche du sujet, certaines choses peuvent évidemment être améliorées au niveau de la mise en place de l'expérimentation.

Au niveau des prises de données sur le terrain, davantage de visites sur un plus long laps de temps pourraient être réalisées afin que l'analyse soit plus représentative des bioagresseurs présents sur le manioc. En effet, les variations au cours de l'année peuvent mettre en évidence l'évolution et le cycle des populations de bioagresseurs selon les variations de saisons et le stade de croissance du manioc, de la plantation à la récolte.

Ensuite, un nombre plus élevé de parcelles pourraient être choisies pour réaliser les expérimentations afin d'avoir un échantillonnage plus complet et des parcelles réparties sur une zone plus étendue des tropiques de Cochabamba avec plusieurs variétés de manioc. Cela est aussi valable pour les enquêtes, qui pourraient être proposées à plus de producteurs de manioc avec davantage de questions. Cela permettrait de comparer la gestion du système de production, les bioagresseurs qui s'y trouvent ainsi que les différentes variétés et leur sensibilité à ces bioagresseurs.

En outre, les pièges utilisés pourraient être de différents types afin de cibler davantage de types d'insectes ravageurs, notamment des pièges "malaises", des toiles blanches illuminées pour les insectes nocturnes comme les papillons, des pièges comme ceux utilisés dans cette étude mais de différentes couleurs par exemple ^{88,89}. Les pièges jaunes pourraient également être testés sans toit, mais avec des relevés plus réguliers afin qu'ils ne débordent pas à cause des précipitations.

Pour l'analyse microscopique des maladies, il serait plus efficace de prélever les champignons sur des feuilles fraîches et de cibler le champignon à l'aide d'un binoculaire et non un fragment de feuille afin de ne pas contaminer la culture du pathogène. S'il y a contamination, il est primordial de repiquer davantage les champignons. La réalisation du postulat de Koch pourrait aussi s'avérer utile afin d'identifier une maladie et de vérifier si elle cause bien les symptômes observés.

L'identification des insectes ravageurs pourrait également être réalisée avec une analyse moléculaire par le biais d'une PCR et d'un séquençage, afin de confirmer les espèces identifiées et d'identifier celles qui n'ont été jusqu'à la famille, comme les aleurodes, les cochenilles et les Curculionidae ^{90,91}. Certains ravageurs pourraient être élevés afin d'observer les différents stades de croissance et d'affirmer avec certitude que telle larve correspond à tel insecte mature.

6. Conclusion

Dans un système de production en plein développement, les parcelles de manioc gagnent en taille dans les tropiques de Cochabamba. Cependant, les rendements restent très variables. Certaines pratiques agricoles peuvent être améliorées afin de gérer les potentiels bioagresseurs et peut-être par la suite éviter des pertes trop importantes en racines.

Parmi les ravageurs présents, 2 insectes sont problématiques, les aleurodes au niveau des feuilles et *C. clarkei* en tant que foreur de tiges. Les autres insectes identifiés ont soit une occurrence très faible sur les parcelles comme les cochenilles et *E. ello*, soit ils causent des dégâts d'importance mineure comme *I. brasiliensis*, *A. manihoti* et *P. sanguinea*. Des insectes de la famille des Curculionidae ont aussi été identifiés, mais le genre est resté inconnu, ce qui ne permet pas d'affirmer que ce sont des ravageurs. Quant aux maladies touchant le manioc, seules 3 maladies fongiques ont été déterminées, faisant toutes partie des cercosporioses : *P. manihotis* causant des taches blanches ; *C. henningsii* causant des taches brunes ; *C. vicosae* causant la brûlure des feuilles. Les dégâts de ces maladies ne sont en revanche que peu documentés.

Différents leviers peuvent être mis en place par les agriculteurs afin de lutter efficacement contre ces bioagresseurs, de manière préventive comme de manière curative contre ceux déjà bien installés. En effet, les agriculteurs utilisant des insecticides et fongicides doivent le faire au bon moment avec le produit adéquat, les résidus de culture doivent être détruits et le bouturage doit être réalisé sur du matériel sain. De plus, des variétés résistantes et productives doivent être choisies. En outre, le manioc doit faire partie d'une rotation et peut être associé au niébé ou au maïs, selon la volonté de lutter contre les aleurodes ou *C. clarkei*. La lutte biologique peut aussi être une piste très intéressante à exploiter si l'infestation n'est pas encore trop forte. Le piégeage peut aussi être utilisé.

Pour poursuivre les travaux sur les bioagresseurs du manioc dans les tropiques de Cochabamba, des parcelles dédiées à la recherche pourraient être mises en place, afin d'y prélever les racines et les tiges pour y observer les bioagresseurs. Par la même occasion, les nématodes pourraient y être analysés. Cela permettrait également de quantifier les pertes de rendement dues aux différents bioagresseurs. Par la suite, il serait intéressant de réaliser des investigations plus approfondies quant aux seuils de nuisibilité et de traitement.

Pour conclure, cette étude a permis d'identifier les maladies et insectes ravageurs présents sur les organes aériens du manioc dans les tropiques de Cochabamba, dans un système de production émergent. La connaissance de ces bioagresseurs peut induire par la suite une lutte intégrée et une meilleure gestion des parcelles par les agriculteurs. Cela pourrait potentiellement réduire les pertes de rendement des racines, mais pour cela il reste du chemin à parcourir.

7. Contribution personnelle de l'étudiant

Les tâches réalisées par l'étudiante sont relatées dans le Tableau 18.

Tableau 18 : Contribution personnelle de l'étudiant.

Recherches bibliographiques	Elaboration du protocole de collecte de données sur les maladies et les insectes ravageurs et choix concernant la mise en place de l'expérimentation
	Elaboration d'une enquête à destination des agriculteurs
	Identification de méthodes de lutte contre les bioagresseurs identifiés
Réalisation du protocole sur le terrain	Mise en place et réalisation des protocoles, construction des pièges
	Adaptation aux conditions de terrain et de temps disponible
	Soumission des enquêtes aux agriculteurs
	Collecte d'échantillons
Identification des insectes	Identification grâce au binoculaire et à des clés d'identification
Identification des maladies	Observation des symptômes sur le terrain, analyse microscopique et moléculaire
Statistiques	Apprentissage du logiciel R

8. Bibliographie

- (1) Nations, U. *Alimentation | Nations Unies*. United Nations.
<https://www.un.org/fr/global-issues/food> (accessed 2022-06-23).
- (2) Nations, U. *L'évolution démographique | Nations Unies*. United Nations.
<https://www.un.org/fr/un75/shifting-demographics> (accessed 2022-06-23).
- (3) *Crise alimentaire et énergétique : le manioc pourrait être une solution*. ONU Info.
<https://news.un.org/fr/story/2008/07/135792-crise-alimentaire-et-energetique-le-manioc-pourrait-etre-une-solution> (accessed 2022-06-23).
- (4) de Souza Silva, A.; Mota, T. A.; Pineyro, N. G.; Fernandes, M. G.; Fagundes Pereira, F. Distribución espacial de *Vatiga* spp. (Hemiptera : Tingidae) en el cultivo de yuca. *Acta Biológica Colomb.* **2016**, *21* (1), 195–200. <https://doi.org/10.15446/abc.v21n1.46762>.
- (5) Alvarez, R. UMSS registra al menos 70 variedades de yuca en Bolivia. *CAO : Cámara Agropecuaria del Oriente*, 2021.
- (6) Rojas Vargas, E. Communication Personnelle, 2022.
- (7) *BOLIVIE. Evo Morales critique l'aide américaine*. Courrier international.
<https://www.courrierinternational.com/breve/2009/09/21/evo-morales-critique-l-aide-americaine> (accessed 2022-06-27).
- (8) Fauquet, C.; Fargette, D. La Mosaïque Africaine Du Manioc et Son Contrôle = African Cassava Mosaic Disease and Its Control. **1988**.
- (9) Akpingny Kanga, L. E. D. ; Koulou Nazarette, E. Y. Fiche technico-économique du manioc. **2012**.
- (10) Howeler, R. *Nutrición Mineral y Fertilización de La Yuca*; 1981.
- (11) Raffailac, J-P.; Second, G. *Le Manioc*. 1997.
- (12) Leniz Chumacero. *Producción de La Yuca Para Consumo En Fresco y Agroindustria de Almidón-Chive En El Tropic Cochabambino*, IBTA Chapare. 2002.
- (13) *FAOSTAT*. <https://www.fao.org/faostat/fr/#data/QCL/visualize> (accessed 2022-06-25).
- (14) *Cassava in Bolivia | OEC*. OEC - The Observatory of Economic Complexity.
<https://oec.world/en/profile/bilateral-product/cassava/reporter/bol> (accessed 2022-06-27).
- (15) *FAOSTAT*. <https://www.fao.org/faostat/fr/#data/QCL> (accessed 2022-06-25).
- (16) *Earth Map*.
https://earthmap.org/?aoi=bo&boundary=level1&feature=0005ab59341739bdbb21&layers=%7B%22SRTM_Elevation%22%3A%7B%22opacity%22%3A1%7D%7D&mainmenu=false&map=%7B%22center%22%3A%7B%22lat%22%3A-17.235369323212247%2C%22lng%22%3A-65.10075844771805%7D%2C%22zoom%22%3A9%2C%22type%22%3A%22roadmap%22%2C%22mapType%22%3A%22roadmap%22%7D&statisticsOpen=false (accessed 2022-05-03).
- (17) Aladin. *Villa Tunari, Bolivia - Climate & Monthly weather forecast*. Weather Atlas.
<https://www.weather-atlas.com/en/bolivia/villa-tunari-climate> (accessed 2022-06-27).
- (18) Bellotti, A. C.; Herrera, C. J.; Melo, E. L.; Arias, B.; Guerrero, J. M. Control de plagas en el cultivo de la yuca : Ácaros y mosca blanca. **2009**, 14.
- (19) Bellotti. El Manejo Integrado de Las Plagas Principales En El Cultivo de La Yuca. **2000**.
- (20) Bellon, P. P.; Wengrat, A. P. G. S.; Kassab, S. O.; Pietrowski, V.; Loureiro, E. S. Occurrence of Lace Bug *Vatiga Illudens* and *Vatiga Manihotae* (Hemiptera: Tingidae) in Mato Grosso Do Sul, Midwestern Brazil. *An. Acad. Bras. Ciênc.* **2012**, *84* (3), 703–705.
- (21) Fialho, J.; Vieira, E.; Paula-Moraes, S.; Silva Patriota, M.; Junqueira, N. Danos causados por percevejo-de-renda na produção de parte aérea e raízes de mandioca. *Sci. Agrar.* **2009**, *10*, 151.
<https://doi.org/10.5380/ras.v10i2.13587>.
- (22) Bellon, P.; Pietrowski, V.; Alves, L.; Rheinheimer, A.; Miranda, A.; Gazola, D. Agroecologic Phytosanitary Products for the Control of Lace Bug (*Vatiga Manihotae*) (Hemiptera: Tingidae) of Cassava. *Interciencia* **2014**, *39*, 40–45.
- (23) Androcioli, H. G.; Hoshino, A. T.; Gislotti, L. J.; Kawashima, A. B.; Oliveira, L. M.; Ventura, M. U.; Guide, B. A.; Hata, F. T.; Junior, A. de O. M. Occurrence and Distribution of Lace Bug, Whitefly, and Shoot Fly Pest Species on Cassava (*Manihot Esculenta*) Crops According to Region in Paraná State, Brazil. *Semina Ciênc. Agrár.* **2022**, *43* (1), 311–330.

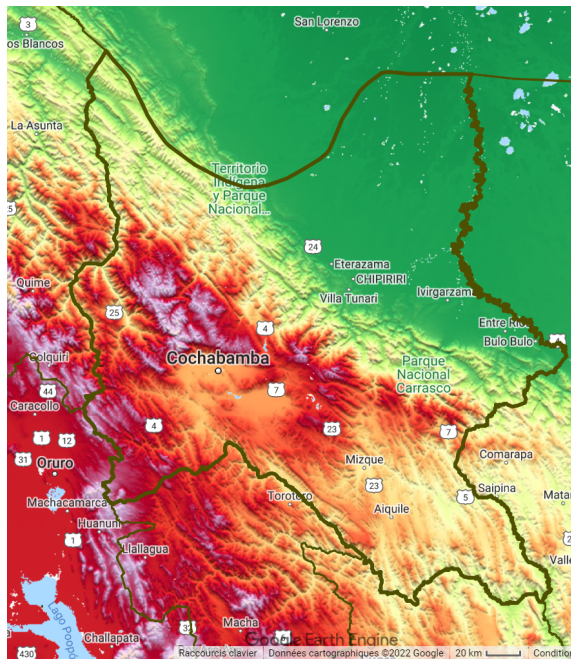
- <https://doi.org/10.5433/1679-0359.2022v43n1p311>.
- (24) Alvarez, E.; Bellotti, A.; Calvert, L. A.; Arias, C.; Cavadid; Pineda; Llano; Cuervo, M. I. *Guía práctica para el manejo de las enfermedades, las plagas y las deficiencias nutricionales de la yuca*; CIAT, 2002.
 - (25) Delleré, R.; Symoens. Intensification agricole et environnement en milieu tropical. **1990**, 209.
 - (26) Fabres, G.; Le Ru; Kiyindou; Biassangama; Boussiengue; Epouna Mouinga. Bioécologie de la cochenille du manioc (*Phenacoccus manihoti* hom. *Pseudococcidae*) en République populaire du Congo. **1984**, 8.
 - (27) Bakelana, Z.; Legg, J. P.; Lema, K. M.; Hauser, S.; Mahungu, N. M. Les facteurs déterminant l'abondance du vecteur mouche blanche (*Bemisia tabaci*, Homoptera : *Aleyrodidae*) et les types des virus distribués sur le manioc en R.D. Congo; 2012.
 - (28) Mahungu, N. M.; Hangy, K. W. T.; Bidiaka, S. M. Multiplication de matériel de plantation de manioc et gestion des maladies et ravageurs. **2014**, 44.
 - (29) Fraval, A. Les aleurodes. *Insectes*. **2009**, 155 (4), 27-31.
 - (30) Karlsson, M. Control de Mosca Blanca (*Aleurotrachelus Socialis*) En Yuca (*Manihot Esculenta*). **2005**.
 - (31) James, B.; Yaninek, J.; Neuenschwander, P.; Cudjoe, A.; Modder, W.; Echendu, N.; Toko, M. Lutte contre les ravageurs du manioc. **2000**, 21.
 - (32) Bellotti, A. C.; Arias, B.; Guzman, O. L. Biological Control of the Cassava Hornworm *Erinnyis Ello* (Lepidoptera: *Sphingidae*). *Fla. Entomol.* **1992**, 75 (4), 506–515.
<https://doi.org/10.2307/3496132>.
 - (33) Pietrowski, V. Pragas da cultura da mandioca : Percevejo de renda e cochonilhas. **2009**, 11.
 - (34) Arias, B.; Bellotti. Control de *Erinnyis ello* (L) (Lep: *Sphingidae*) gusano cachon de la yuca *Manihot esculenta* (Crantz) con *Baculovirus erinnyis* NGV. *Rev. Colomb. Entomol.* **1987**, 13 (2), 29–35. <https://doi.org/10.25100/socolen.v13i2.10218>.
 - (35) CIAT. The Cassava Handbook. *R.H. Howeler*. **2012**.
 - (36) Ramirez, H. *Erinnyis ello* (*Sphingidae*). Área de Conservación Guanacaste.
<https://www.acguanacaste.ac.cr/paginas-de-especies/insectos/101-sphingidae/746-i-erinnyis-ello-i-sphingidae> (accessed 2022-04-01).
 - (37) Byrne, D. H.; Bellotti, A. C.; Guerrero, J. M. The Cassava Mites. *Int. J. Pest Manag.* **2008**.
<https://doi.org/10.1080/09670878309370833>.
 - (38) Machi, A. R. A Review on *Mononychellus Tanajoa* (Bondar, 1938) Pest of Cassava in Brazil. *Aust. J. Basic Appl. Sci.* **2014**, 7.
 - (39) Yaninek, J. S.; Herren, H. R. Introduction and spread of the cassava green mite, *Mononychellus tanajoa* (Bondar) (Acari: *Tetranychidae*), an exotic pest in Africa and the search for appropriate control methods: a review. *Bull. Entomol. Res.* **1988**, 78 (1), 1–13.
<https://doi.org/10.1017/S0007485300016023>.
 - (40) Schoonhoven, A.V. ; Peña, J.E. Estimation of yield losses in cassava following attack from Thrips. **1976**.
 - (41) Parsa, S.; Medina, C.; Rodríguez, V. Sources of Pest Resistance in Cassava. *Crop Prot.* **2015**, 68, 79–84. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2014.11.007>.
 - (42) Bellotti, A.; van Schoonhoven, A. Mite and Insect Pests of Cassava. *Annu. Rev. Entomol.* **1978**, 23 (1), 39–67. <https://doi.org/10.1146/annurev.en.23.010178.000351>.
 - (43) Hernández, J. F. R. La mosca de las agallas (*Jatrophobia brasiliensis*) en el cultivo de yuca. **2011**, 13.
 - (44) *Galhas foliares em mandioca / Leaf galls on cassava - AgriPorticus fotos e informações de pragas de plantas - Agrônômica*. <https://agronomicabr.com.br/DetalheAgriporticus.aspx?id=364> (accessed 2022-07-04).
 - (45) Vides, O. L.; Di, O.; Górncz, H. S. El barrenador del tallo de la yuca *Chilomima clarkei* (Lepidoptera : *Pyralidae*) en el creced provincia del Río. **1996**, 11.
 - (46) Dita Rodriguez, M.A. ; da Silva Carvalho, R. ; Cunha Alves, A.A. ; Souza Diniz, M. Armadilha CNPMF: nova técnica para o controle de brocas-da-haste da mandioca. **2009**.
 - (47) Almonacid, R.C. ; Alcides Aguirre, M.R.;Veloza, L. ; Sara, C. El barrenador del tallo, plaga del cultivo de mandioca. **2016**.
 - (48) Bellotti, A. C. Cassava Pests and Their Management. In *Encyclopedia of Entomology*; Capinera,

- J. L., Ed.; Springer Netherlands: Dordrecht, 2008; pp 764–794.
https://doi.org/10.1007/978-1-4020-6359-6_531.
- (49) Adaime, R.; Santos, R.; Lima, A.; Veloso, J.; Specht, A. First Record of *Chilomima Clarkei* (Amsel) (Lepidoptera: Crambidae) in *Manihot Esculenta* Crantz (Euphorbiaceae) in Amapá State, Brazil. *EntomoBrasilis* **2020**, *13*, e914. <https://doi.org/10.12741/ebrazilis.v13.e914>.
 - (50) Lohr, B. Algunos aspectos sobre la biología, ecología, daño económico y control de *chilomima clarkei* (Amsel) (Lepidoptera, Pyralidae) barrenador de la yuca. **1981**, 5.
 - (51) fruit fly (*Anastrepha pickeli*). Insect Images.
<http://www.insectimages.org/browse/detail.cfm?imgnum=5485797> (accessed 2022-07-12).
 - (52) fruit fly (*Anastrepha manihoti*). Insect Images.
<http://www.insectimages.org/browse/detail.cfm?imgnum=5484855> (accessed 2022-07-12).
 - (53) Venturini, M. T.; Araújo, T. da S.; Abreu, E. F. M.; Andrade, E. C. de; Santos, V. da S.; Silva, M. R. da; Oliveira, E. J. de. Crop Losses in Brazilian Cassava Varieties Induced by the *Cassava Common Mosaic Virus*. *Sci. Agric.* **2016**, *73*, 520–524.
<https://doi.org/10.1590/0103-9016-2015-0374>.
 - (54) *Tropical Root Crops: Production and Uses in Africa: Held in Douala, Cameroon, 14 - 19 August 1983*; Terry, E. R., Doku, Arene, Mahungu, Eds.; Proceedings of the ... triennial Root Crops Symposium of the International Society for Tropical Root Crops, Africa Branch; IDRC: Ottawa, Ont, 1984.
 - (55) Msikita, W.; James, B.; Nnodu, E.; Legg, J.; Wydra, K.; Ogbe, F. Lutte contre les maladies du manioc. **2000**, 15.
 - (56) *PhilRootcrops-Philippine Root Crop Research and Training Center*.
https://philrootcrops.vsu.edu.ph/?option=com_content&view=article&id=83&catid=39
 (accessed 2022-04-02).
 - (57) Viennot-Bourgin, G.; Grimaldi, J. Les Cercospora parasites des feuilles de Manioc. *J. Agric. Tradit. Bot. Appliquée* **1950**, *30* (329), 138–146. <https://doi.org/10.3406/jatba.1950.6304>.
 - (58) Viégas, A. P. Manchas das folhas da mandioca, produzidas por Cercosporas. *Bragantia* **1941**, *1*, 233–248. <https://doi.org/10.1590/S0006-87051941000300001>.
 - (59) *Passalora manihotis* (white leaf spot of cassava). <https://www.cabi.org/isc/datasheet/12197>
 (accessed 2022-06-20).
 - (60) Alvarez; Mejia; Valle. *Molecular and Pathogenicity Characterization of Sphaceloma manihoticola Isolates from South-Central Brazil*.
<https://apsjournals.apsnet.org/doi/epdf/10.1094/PDIS.2003.87.11.1322> (accessed 2022-06-21).
<https://doi.org/10.1094/PDIS.2003.87.11.1322>.
 - (61) Calvert, L. A.; Cuervo, M. I.; Ospina, M. D.; Fauquet, C. M.; Ramirez, B.-C. 1996. Characterization of Cassava Common Mosaic Virus and a Defective RNA Species. *J. Gen. Virol.* **1996**, *77* (3), 525–530. <https://doi.org/10.1099/0022-1317-77-3-525>.
 - (62) Zanini, A. A.; Di Feo, L.; Luna, D. F.; Paccioretti, P.; Collavino, A.; Rodriguez, M. S. Cassava Common Mosaic Virus Infection Causes Alterations in Chloroplast Ultrastructure, Function, and Carbohydrate Metabolism of Cassava Plants. *Plant Pathol.* **2021**, *70* (1), 195–205.
<https://doi.org/10.1111/ppa.13272>.
 - (63) Zanini, A. A.; Cuellar, W. J.; Celli, M. G.; Luque, A. V.; Medina, R. D.; Conci, V. C.; Di Feo, L. del V. Distinct Strains of the Re-Emergent Cassava Common Mosaic Virus (Genus: Potexvirus) Infecting Cassava in Argentina. *Plant Pathol.* **2018**, *67* (8), 1814–1820.
<https://doi.org/10.1111/ppa.12869>.
 - (64) Calvert, L. A.; Ospina, M. D.; Shepherd, R. J. Y. 1995. Characterization of Cassava Vein Mosaic Virus: A Distinct Plant Pararetrovirus. *J. Gen. Virol.* **1995**, *76* (5), 1271–1278.
<https://doi.org/10.1099/0022-1317-76-5-1271>.
 - (65) Daniel, J.-F.; Boher, B.; Kohler, F. Les Maladies Bactériennes Du Manioc (*Manihot Esculenta* Crantz) En République Populaire Du Congo et En République Centrafricaine. *Agronomie* **1981**, *1* (9), 751–756.
 - (66) Alhmedi, A.; Francis, F.; Bodson, B.; Haubruge, E. Evaluation de la diversité des pucerons et de leurs ennemis naturels en grandes cultures à proximité de parcelles d'orties. **2007**, 6.
 - (67) Lozano, D. P.; Bosquée, E.; Lopes, T.; Chen, J.; Fa, D.; Yong, L.; Fang-Qiang, Z.; Haubruge, E.; Bragard, C.; Francis, F. Évaluation de la diversité de l'entomofaune en cultures maraîchères

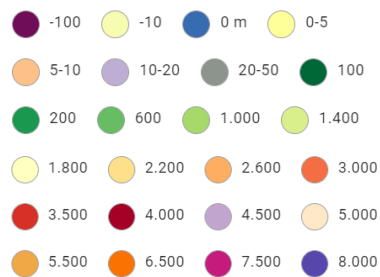
- dans l'est de la Chine. **2013**, 11.
- (68) Noël Poligui, R.; Francis, F. Etude de la diversité et des plantes hôtes de l'entomofaune d'un verger conservatoire. *Entomol. Faun. - Faun. Entomol.* **2012**.
 - (69) Delvare, G.; Aberlenc, H.-P. *Les insectes d'Afrique et d'Amérique tropicale: clés pour la reconnaissance des familles*; Laboratoire de faunistique: Montpellier, France, 1989.
 - (70) Mignon, Haubruge, Francis. *Clé d'identification Des Principales Familles d'insectes d'Europe*, Presses universitaires de Liège.; 2016.
 - (71) Basu, P.K.; Lin, C.S.; Binns, M.R. A Comparison of Sampling Methods for Surveying Alfalfa Foliage Diseases. *Can. J. Plant Sci.* **1977**, 57 (4), 1091–1097.
<https://doi.org/10.4141/cjps77-162>.
 - (72) Conde Mendoza, R. O. Diagnóstico e incidencia de enfermedades fungosas del cultivo de la papa (*Solanum tuberosum* L.) en dos comunidades del municipio de Copacabana. Thesis, 2015.
 - (73) Subrahmanyam, P.; McDonald, D.; Waliyar, F.; Reddy, L. J.; Nigam, S. N.; Gibbons, R. W.; Rao, V. R.; Singh, A. K.; Pande, S.; Reddy, P. M.; Rao, P. V. S. *Screening methods and sources of resistance to rust and late leaf spot of groundnut. Information Bulletin no. 47.*
<http://oar.icrisat.org/3477/> (accessed 2022-07-06).
 - (74) Zinsou, V. A.; Garba Say, L.; Fanou, A.; Sekloka, E.; Koussinou, C.; Djenontin, A. J.; Aweha, A.; Dramane, M.; Korogone, C.; Gagnon, F. Importance des cercosporioses de l'arachide et sélection des variétés pour la résistance aux maladies au Bénin. *Tropicultura* **2019**.
<https://doi.org/10.25518/2295-8010.1416>.
 - (75) Unité de Phytopathologie, Gembloux Agro-bio Tech. Milieu PDA, 2003.
 - (76) *DNeasy Plant Mini Kit (EN) - QIAGEN*.
<https://www.qiagen.com/au/resources/resourcedetail?id=6b9bcd96-d7d4-48a1-9838-58dbfb0e57d0&lang=en> (accessed 2022-07-08).
 - (77) Unité de Phytopathologie, Gembloux Agro-bio Tech. Construction de La Librairie Pour Le Séquençage à Haut Débit, 2019.
 - (78) *Nucleotide BLAST: Search nucleotide databases using a nucleotide query.*
<https://blast.ncbi.nlm.nih.gov/Blast.cgi> (accessed 2022-08-09).
 - (79) Rojas Beltran, J. Communication Personnelle, 2022.
 - (80) Castillo, P.; Carrillo, C.; Mogollón, C. Moscas Blancas (Hemiptera: Aleyrodidae) Presente En El Cultivo de Banano (*Musa* Sp.) En Cinco Zonas Del Valle de Tumbes. **2014**.
 - (81) Reynolds, D. R. Capnodiaceous Sooty Mold Phylogeny. *Can. J. Bot.* **1998**, 76 (12), 2125–2130.
<https://doi.org/10.1139/b98-155>.
 - (82) *Dothideomycetes*. <https://dothideomycetes.org/capnodiales/cladosporiaceae/cladosporium/> (accessed 2022-08-09).
 - (83) Viennot-Bourgin, G.; Fernier, H. Polymorphisme du Genre *Cladosporium*. *J. Agric. Tradit. Bot. Appliquée* **1950**, 30 (331), 297–306. <https://doi.org/10.3406/jatba.1950.6322>.
 - (84) Barnett, H. L.; Hunter, B. B. *Illustrated Genera of Imperfect Fungi*; Amer Phytopathological Society, 1998; Vol. Fourth Edition.
 - (85) Guthrie, E. J. Le manioc et la mosaïque africaine du manioc : historique. 6.
 - (86) Bellotti, A. C.; Guerrero, J. M.; Arias, B.; Vargas; Reyes. Insects and Mites That Attack Cassava, and Their Control. **2012**, 38.
 - (87) *Cercosporiose : rapide et très nuisible : Bayer-Agri.*
https://www.bayer-agri.fr/cultures/cercosporiose-rapide-et-tres-nuisible_695/ (accessed 2022-08-09).
 - (88) *Piège Malaise (blanc)*. Mauna Kea.
<https://www.maunakea.be/entomologie-insectes/pieges-a-insectes/piege-malaise-blanc.html> (accessed 2022-08-09).
 - (89) *Pièges lumineux | S.E.A.G.* <https://insectafgseag.myspecies.info/fr/node/25> (accessed 2022-08-09).
 - (90) Magalhaes, P. de. Identification des insectes du genre *Dendroctonus* Erichson, 1836 (Coleoptera, Curculionidae) par séquençage du fragment “barcode.” report, France. Lycée Jacques Monod [Saint-Jean-de-Braye], Saint-Jean de Braye, FRA., 2011, p 28 p.
 - (91) Mahéo, F.; Lehnhus, J.; Larroudé, P.; Le Cointe, R. Un Outil Moléculaire Simple et Abordable Pour Identifier Les Larves de Taupins Du Genre *Agriotes*. **2020**.

9. Annexes

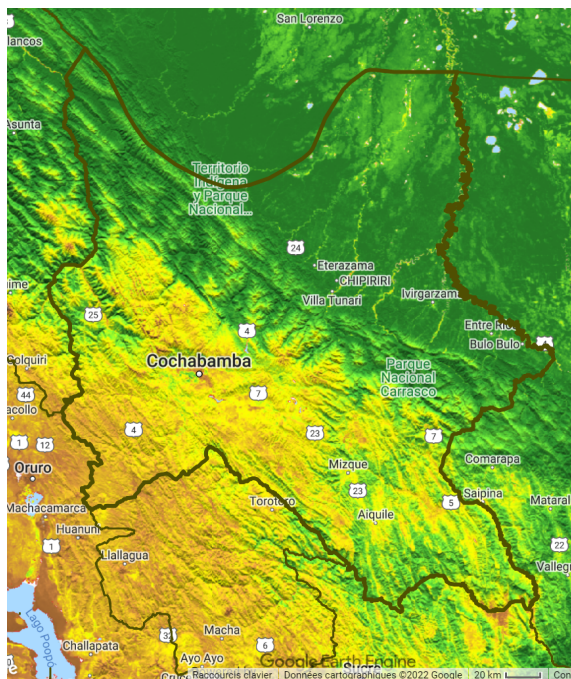
Annexe 1 : Carte représentant le relief du département de Cochabamba ¹⁶.



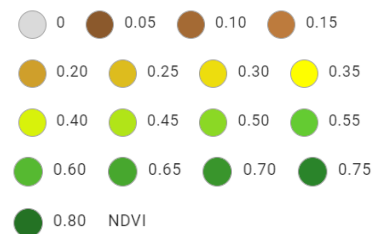
Légende (mètres) :



Annexe 2 : Carte de la végétation dans le département de Cochabamba ¹⁶.

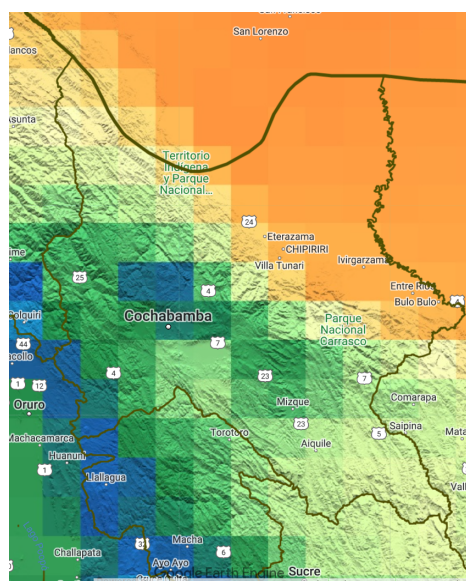


Légende (Normalized difference vegetation index) :



Annexe 3 : Cartes des températures annuelles moyennes, minimales et maximales dans le département de Cochabamba¹⁶

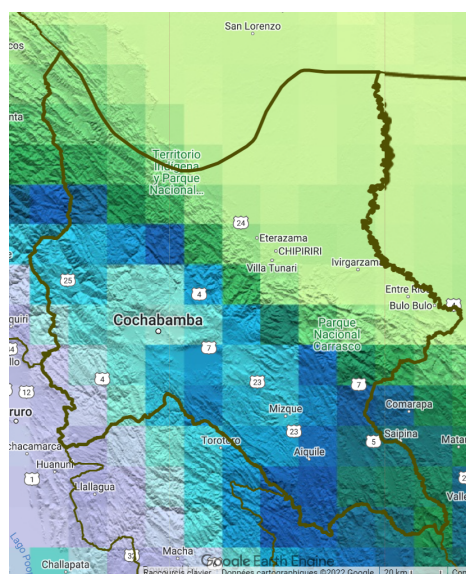
Températures annuelles moyennes :



Légende (°C) :



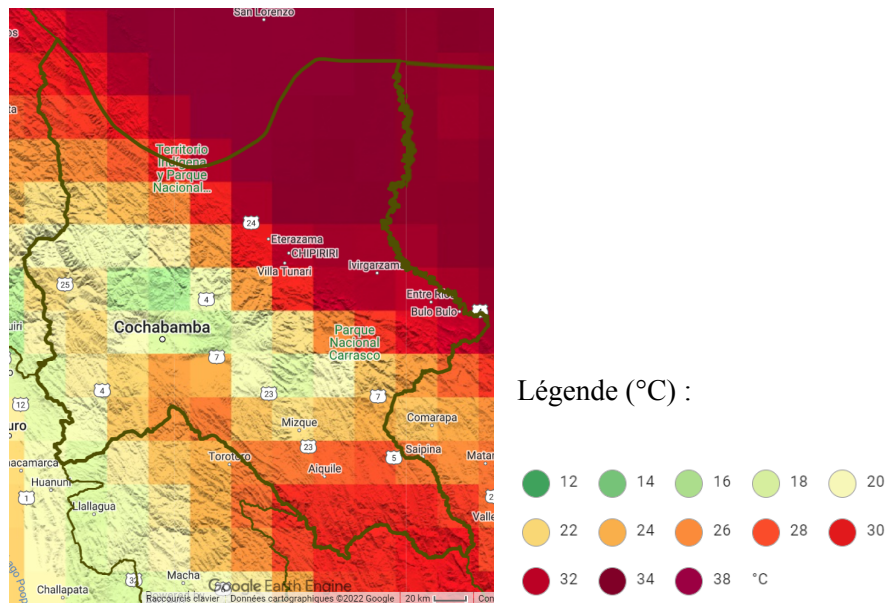
Températures annuelles minimales :



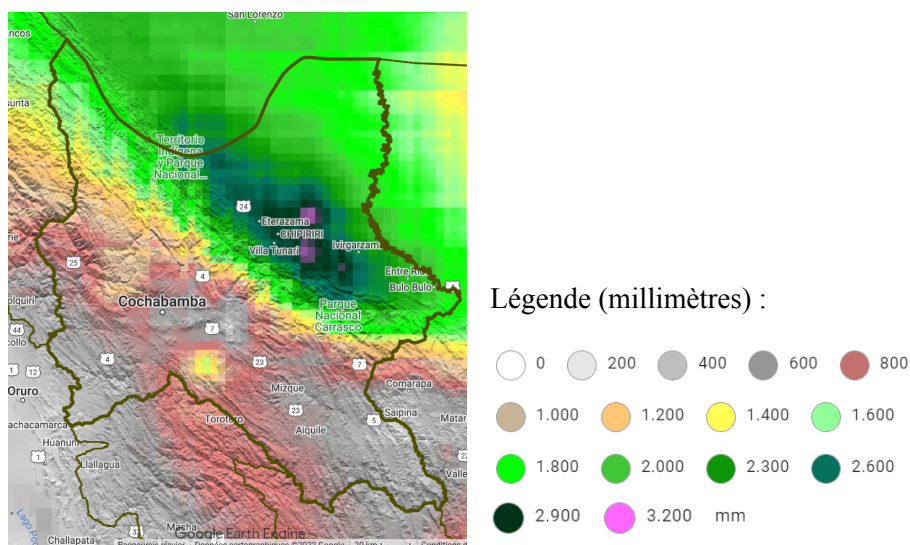
Légende (°C) :



Températures annuelles maximales :



Annexe 4 : Carte des précipitations moyennes annuelles dans le département de Cochabamba ¹⁶



Annexe 5 : Enquête à destination des agriculteurs (version française).

Parcelle n°

Date :

Bonjour, je m'appelle Emma Servais et je suis étudiante en dernière année d'agronomie en Belgique. Pour mon travail de fin d'étude, je suis ici en Bolivie dans la région de Cochabamba pour identifier les ravageurs et les maladies du manioc en parcelles moyennes à Chapare. Je vous remercie d'avance de me donner accès à une parcelle et de répondre à ces quelques questions!

QUESTIONNAIRE

1. Coordonnées de l'agriculteur :

Nom :

Téléphone :

Mail :

2. Localisation de la parcelle - Coordonnées GPS - Latitude/Longitude

.....

3. Quel est votre rôle dans l'exploitation?

.....

4. Superficie

- de la parcelle : ha
- de l'ensemble des parcelles de manioc de l'agriculteur : ha
- de l'ensemble des parcelles de l'agriculteur : ha

5. Altitude :m

6. Variété(s) utilisée(s)

- Noms :
- Si plusieurs, sont-elles :
 - ☐ En différentes parcelles
 - ☐ Mélangées dans une parcelle

7. Plantation :

- Type
 - ☐ Semis
 - ☐ Bouturage de tiges

Où vous en procurez-vous?

- ☐ Achat à une personne extérieure :
- ☐ Vous produisez vous-mêmes les boutures/graines

- Date de mise en place de la culture :

• Conditions climatiques :

- Pluviométrie :mm
- Humidité relative :%
- Température :°C

(Si pas les infos, demander les conditions climatiques de manière générale : pluie, soleil, vent).

- Densité de plantation :plants/ha
- Distance entre les plants :m

8. Conduite de la parcelle :

- Type :
 - ☐ Conventiennelle
 - ☐ Biologique, si oui, conversion en quelle année?
 - ☐ De conservation
 - ☐ Autre :
- Précédent cultural :
- Type de sol :
- Les résidus de la culture précédente ont-ils été laissés sur le sol?
 - ☐ Oui
 - ☐ Non
- Laissez-vous une période de jachère entre 2 cultures?
 - ☐ Oui :
 - ☐ Non
- Rotation :
 - ☐ Oui, entre les cultures de :
 - ☐ Non
- Cultures et pâturages prédominants à proximité de la parcelle :
- Association culturale :
 - ☐ Oui, avec la/les culture(s) de :
 - ☐ Non
- Combien d'années la culture de manioc reste-t-elle en place?
- Type de travail du sol
 - ☐ Semis direct
 - ☐ Travail superficiel
 - ☐ Labour
 - ☐ Autre :

Si oui, quels sont les outils utilisés?

- Nom :
- Profondeur :
- Date du dernier travail du sol et fréquence :

.....
..... fois/.....

- Fertilisation

- ☐ Oui
☐ Non

Si oui,

- Nature du fertilisant :
- Nom du produit :
- Quantité :
- Nombre de passages :

- Produits phytosanitaires : (herbicides, fongicides, insecticides...)

° Herbicides

- ☐ Oui
☐ Non

Si oui,

- Nature de l'herbicide :
- Nom du produit :
- Quantité :
- Nombre de passages :

° Insecticides

- ☐ Oui
☐ Non

Si oui,

- Nature de l'insecticide :
- Nom du produit :
- Quantité :
- Nombre de passages :

° Fongicides

- ☐ Oui
☐ Non

Si oui,

- Nature du fongicide :
- Nom du produit :
- Quantité :
- Nombre de passages :

° Acaricides

- ☐ Oui
☐ Non

Si oui,

- Nature de l'acaricide :
- Nom du produit :

- Quantité :
- Nombre de passages :

° Nématicides

- ☐ Oui
- ☐ Non

Si oui,

- Nature du nématicide :
- Nom du produit :
- Quantité :
- Nombre de passages :

- Existe-t-il un système d'irrigation?

- ☐ Oui :
- ☐ Non

9. Récolte

- Période approximative :
- Parties de plantes utilisées à la récolte :
 - ☐ Tubercules, utilisés pour :
 - ☐ Tiges, utilisées pour :
 - ☐ Feuilles utilisées pour :

10. Avez-vous observé des problèmes précédents par rapport à des ravageurs?

- Avez-vous observé des symptômes?

- Sur les feuilles :

Si oui,

- ☐ Ils sont localisés à un endroit précis
- ☐ Ils sont présents dans toute la parcelle

- Sur les tubercules :

Si oui,

- ☐ Ils sont localisés à un endroit précis
- ☐ Ils sont présents dans toute la parcelle

- Sur les tiges :

Si oui,

- ☐ Ils sont localisés à un endroit précis
- ☐ Ils sont présents dans toute la parcelle

- Avez-vous déjà identifiés certains ravageurs? Sur quels organes?

- Insectes :
- Nématodes :
- Maladies :

- Avez-vous déjà réalisé des traitements spécifiques à un ravageur ou une maladie?

.....
.....

11. Quels sont vos rendements en racines?

..... quintaux/ha

12. Quels sont vos revenus approximativement?

.....

13. D'autres personnes travaillent avec vous sur vos parcelles? Si oui est-ce de la main d'œuvre familiale? Ces personnes sont-elles payées?

.....
.....

14. Informations supplémentaires sur la parcelle :

.....
.....
.....

Je vous recontacterai afin de vous envoyer mon travail ou un récapitulatif de mon travail, afin de vous donner les informations sur les insectes et les maladies que j'aurai identifiés, et sur les pistes de gestion de ceux-ci.

Merci beaucoup pour votre temps!

Emma Servais

Annexe 6 : Calendrier de prises de données sur le terrain.

Lundi	Mardi	Mercredi	Jeudi	Vendredi	Samedi	Dimanche
21/03	22/03	23/03	24/04	25/03	26/03	27/03
		P1 : Observations des insectes et maladies : collecte d'échantillons et prise de photos	P2 : Observations des insectes et maladies : collecte d'échantillons et prise de photos			
28/03	29/03	30/03	31/03	01/04	02/04	03/04
				P1 et P2 : Pose des pièges		
04/04	05/04	06/04	07/04	08/04	09/04	10/04
		P1 et P2 : Récolte des pièges (1), W maladies (1), quadras insectes (1), évaluation stade de croissance manioc				
11/04	12/04	13/04	14/04	15/04	16/04	17/04
			P1 et P2 : Récolte des pièges (3) P3 : Pose des pièges			
18/04	19/04	20/04	21/04	22/04	23/04	24/04
P3 : Récolte des pièges (1)				P3 : Récolte des pièges (2)		
25/04	26/04	27/04	28/04	29/04	30/04	01/05
	P3 : Récolte des pièges (3)					
02/05	03/05	04/05	05/05	06/05	07/05	08/05
				P3 : W maladies (1), quadras insectes (2), évaluation stades de croissance manioc		
					P1 et P2 : W maladies (2), quadras insectes (2)	

Annexe 7 : Tableau reprenant les données de moyennes de la hauteur (m) de la canopée, du nombre de tiges par plant et du nombre de ramifications secondaires sur les tiges principales.

Moyennes :	Hauteur (m)	Nombre de tiges principales	Nombre de ramifications secondaires
P1B1	2,1	1,6	10
P1B2	2,15	1,7	11
P2B1	2,3	1,6	8,8
P2B2	2,12	1,6	8,6
P3	1,765	1,2	3,7

Annexe 8 : Tableaux récapitulatifs des insectes observés dans chaque bloc pour les 2 visites de terrain.

Données	Parcelle	Bloc	HEMIPTERES	Formicidae	Oeufs solitaires	Oeufs éclos (Erinnyis ello?)	Amas d'oeufs	Chrysopidae
1	1	1	5	1	7	0	0	1
1	1	2	3	0	0	0	3	0
1	2	1	4	4	0	2	1	0
1	2	2	10	2	0	0	1	0
1	3	1	3	0	0	0	0	0
2	1	1	2	11	0	0	0	1
2	1	2	3	5	0	0	2	1
2	2	1	3	16	0	0	0	1
2	2	2	3	12	0	0	2	0
2	3	1	0	4	0	0	0	0
		SOMME	36	55	7	2	9	4

Données	Parcelle	Bloc	Tettigoniidae	COLEOPTERES	Sarcophagidae	Mouchettes	HYMENOPTERES
1	1	1	1	2	0	0	0
1	1	2	0	3	0	0	3
1	2	1	0	0	0	0	0
1	2	2	0	1	0	0	0
1	3	1	0	0	0	0	0
2	1	1	0	0	0	0	2
2	1	2	0	2	0	0	0
2	2	1	0	2	0	0	0
2	2	2	0	0	2	0	0
2	3	1	0	0	0	9	0
		SOMME	1	10	2	9	5

Annexe 9 : Tableaux récapitulatifs des insectes collectés dans chaque bloc pour les 3 collectes de pièges.

			DIPTERES						
Collecte	Parcelle	Bloc	Sarcophagida			Famille non	Calliphorida	Stratiomyida	
			e	Mouchettes	Syrphidae	identifiée	e	e	
	1	1	1	34	76	0	0	0	2
	1	1	2	58	63	0	0	0	5
	1	2	1	163	71	1	2	0	0
	1	2	2	27	31	0	0	0	0
	1	3	1	7	23	0	0	0	9
	2	1	1	219	63	0	8	1	0
	2	1	2	232	34	3	0	0	9
	2	2	1	239	197	0	5	0	2
	2	2	2	61	38	1	0	0	2
	2	3	1	8	11	0	0	0	3
	3	1	1	125	61	2	36	0	0
	3	1	2	14	32	1	6	0	0
	3	2	1	286	175	0	11	0	0
	3	2	2	25	37	0	1	0	0
	3	3	1	3	8	0	0	0	1
SOMME				1501	920	8	69	1	33

			HYMENOPTERES						
Collecte	Parcelle	Bloc					Megachilidae		
				Vespidae	Formicidae	Apidae	Chrysidae	Ichneumonidae	- G : Megachile Sphecidae
	1	1	1	2	10	0	1	0	2
	1	1	2	0	85	0	0	0	0
	1	2	1	6	20	0	0	0	2
	1	2	2	2	18	0	0	0	0
	1	3	1	2	74	0	0	1	0
	2	1	1	3	17	0	4	0	0
	2	1	2	3	16	0	0	0	0
	2	2	1	3	16	0	0	0	0
	2	2	2	1	201	0	0	0	0
	2	3	1	2	6	0	0	0	0
	3	1	1	1	9	1	0	0	0
	3	1	2	0	22	0	0	0	0
	3	2	1	1	9	0	0	0	0
	3	2	2	0	2	0	0	0	0
	3	3	1	3	5	0	0	0	0
		SOMME		29	510	1	5	1	4

				HEMIPTERES							
Collecte	Parcelle	Bloc		Miridae	Membracidae	Reduviidae	Pentatomoidea	Cicadelle	Coreidae	Non identifiab	
1	1	1	1	3	0	0	0	1	0	0	0
1	1	1	2	4	1	0	0	0	0	0	0
1	2	1	1	0	0	0	0	1	0	0	0
1	2	2	2	1	1	1	1	0	0	0	0
1	3	1	1	0	1	0	0	0	0	0	0
2	1	1	1	3	1	0	0	0	0	0	0
2	1	2	2	1	0	2	0	0	0	0	3
2	2	1	1	2	0	0	0	0	1	1	1
2	2	2	2	2	2	1	0	1	0	0	0
2	3	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0
3	1	1	1	7	0	0	0	0	0	0	0
3	1	2	2	0	0	0	0	0	0	0	0
3	2	1	1	5	2	0	0	0	0	0	0
3	2	2	2	1	1	0	0	1	0	0	0
3	3	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0
SOMME				29	9	4	1	4	1	4	

				COLEOPTERES									
Collecte	Parcelle	Bloc		Chrysomelidae	Elateridae	Ptilodactylidae	Melyridae	Bruchidae	Histeridae	Scarabaeidae	Lampyridae	Petits non identifiés	Non identifiab
1	1	1	1	1	0	4	1	0	0	0	0	6	1
1	1	2	2	0	0	2	0	1	0	0	0	3	0
1	2	1	1	0	0	0	0	0	5	0	0	0	1
1	2	2	2	1	0	0	0	0	2	0	0	0	1
1	3	1	1	3	1	0	0	0	0	0	0	0	1
2	1	1	1	3	0	0	0	0	2	21	0	0	1
2	1	2	2	0	1	0	0	0	1	0	0	4	1
2	2	1	1	0	0	0	0	0	4	0	0	0	0
2	2	2	2	2	1	0	0	0	1	1	1	0	0
2	3	1	1	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
3	1	1	1	1	0	0	0	0	1	6	0	0	1
3	1	2	2	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0
3	2	1	1	0	0	0	0	0	2	2	0	0	0
3	2	2	2	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0
3	3	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
SOMME				18	3	6	1	1	18	30	2	13	7

LEPIDOPTERES	ORTHOPTERES		BLATTES	ARAIGNEES
Non identifiab	Gryllidae	Tettigoniidae		
8	0	1	4	3
3	0	2	8	2
32	1	0	11	3
2	1	1	12	1
1	0	0	0	0
10	0	2	34	3
10	0	2	20	3
30	0	2	5	0
11	0	0	8	0
0	0	0	4	0
24	0	0	58	2
5	0	1	24	2
75	0	0	8	0
11	0	0	6	1
2	0	0	2	1
224	2	11	204	21

Annexe 10 : Résultats d'incidence par bloc des différents symptômes.

Tâches blanches				Collectes	
Parcelle	Bloc	Nom		1	2
1	1	11		100	100
1	2	12		100	100
2	1	21		100	100
2	2	22		100	100
3	1	31			100
Tâches brunes				Collectes	
Parcelle	Bloc	Nom		1	2
1	1	11		20	80
1	2	12		20	100
2	1	21		100	96
2	2	22		100	32
3	1	31			100
Brûlure				Collectes	
Parcelle	Bloc	Nom		1	2
1	1	11		20	92
1	2	12		48	100
2	1	21		100	100
2	2	22		100	100
3	1	31			100

Annexe 11 : Cinq premiers résultats du séquençage : A) E1 ; B) E3 ⁷⁸.

	Description	Scientific Name	Max Score	Total Score	Query Cover	E value	Per. Ident	Acc. Len	Accession
✓	uncultured Capnodiales genomic DNA sequence contains 5.8S rRNA gene, ITS2, clone OTU_32	uncultured Capn...	455	455	94%	2e-123	96.74%	300	OX032524.1
✓	Uncultured fungus clone 96a54807dc4957a0a72fca5cf40f291e 5.8S ribosomal RNA gene, partial sequence; in...	uncultured fungus	446	446	86%	1e-120	98.43%	293	MN029998.1
✓	Cladosporium perangustum genomic DNA sequence contains 18S rRNA gene, ITS1, 5.8S rRNA gene, ITS2, 2...	Cladosporium p...	444	444	86%	4e-120	98.42%	558	OW988499.1
✓	Cladosporium pseudocladosporioides genomic DNA sequence contains 18S rRNA gene, ITS1, 5.8S rRNA gen...	Cladosporium ps...	444	444	86%	4e-120	98.42%	556	OW988083.1
✓	Cladosporium cladosporioides genomic DNA sequence contains 18S rRNA gene, ITS1, 5.8S rRNA gene, ITS2...	Cladosporium cl...	444	444	86%	4e-120	98.42%	556	OW988059.1

A)

	Description	Scientific Name	Max Score	Total Score	Query Cover	E value	Per. Ident	Acc. Len	Accession
✓	uncultured Capnodiales genomic DNA sequence contains 5.8S rRNA gene, ITS2, clone OTU_32	uncultured Capn...	483	483	94%	8e-132	97.54%	300	OX032524.1
✓	Cladosporium sp. CM13006B 5.8S ribosomal RNA gene, partial sequence; internal transcribed spacer 2, comp...	Cladosporium sp...	477	477	87%	4e-130	99.62%	596	KJ641604.1
✓	Cladosporium cladosporioides strain M3 internal transcribed spacer 1, partial sequence; 5.8S ribosomal RNA g...	Cladosporium cl...	473	473	87%	5e-129	99.24%	540	MK722290.1
✓	Cladosporium sp. isolate A76 internal transcribed spacer 1, partial sequence; 5.8S ribosomal RNA gene and in...	Cladosporium sp.	473	473	87%	5e-129	99.24%	512	MH042819.1
✓	Cladosporium perangustum genomic DNA sequence contains 18S rRNA gene, ITS1, 5.8S rRNA gene, ITS2, 2...	Cladosporium p...	472	472	87%	2e-128	99.24%	558	OW988499.1

B)