

**EVALUACIÓN DEL LICOR DE FIQUE (*Furcraea macrophyta Baker*)
COMO CONTROLADOR DEL AFIDO *Hyalopterus pruni* EN UN
CULTIVO DE CARRIZO (*Phragmites australis*) EN HUMEDALES
CONSTRUIDOS DE FLUJO SUBSUPERFICIAL A ESCALA PILOTO**



Informe final de trabajo de grado en modalidad de Investigación

Diana Alejandra Enríquez Muñoz
Leiby Milena Ordoñez Ante

Director: PhD. Ing. Juan Carlos Casas Zapata

Universidad del Cauca
Facultad de Ingeniería Civil
Programa de Ingeniería Ambiental
Popayán
2015

TABLA DE CONTENIDO

	Pág.
Lista de figuras	3
Lista de tablas	4
Lista de abreviaturas	4
RESUMEN	5
I. INTRODUCCIÓN	6
II. JUSTIFICACIÓN	8
III. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	8
IV. OBJETIVOS	10
4.1. Objetivo general	
4.2. Objetivos específicos	
V. MARCO TEORICO	11
VI. MATERIALES Y MÉTODOS	37
VII. RESULTADOS	43
VIII. DISCUSION Y ANÁLISIS	43
8.1. Comparación de medias entre las réplicas de los tratamientos	43
8.2. Análisis de altura y diámetro	43
8.3. Análisis de resultados para hojas afectadas por áfidos	45
8.4. Análisis de resultados para hojas amarillas	48
8.5. Análisis estadístico para Clorofila	51
8.6. Correlaciones entre variables	52
8.6.1. Correlación hojas afectadas-hojas amarillas	52
8.6.2. Correlación hojas amarillas-clorofila	53
8.7. Análisis fisicoquímicos	54
IX. CONCLUSIONES	57
X. RECOMENDACIONES	57
XI. BIBLIOGRAFÍA	58
ANEXOS	66
Anexo A. Datos obtenidos durante la investigación	

Lista de figuras

	Pág.
Figura 1. Transporte de plaguicidas en el ambiente	15
Figura 2. Países con mayor promedio de uso de plaguicidas	16
Figura 3. Área cosechada y producción de fique (<i>Furcraea macrophyta Baker</i>) en el Cauca	25
Figura 4. <i>H. pruni</i> en <i>P. australis</i>	29
Figura 5. Ciclo partenogenético de los áfidos	30
Figura 6. Sustancia azucarada excretada por los áfidos	32
Figura 7. Mosca cernidora (<i>Episyrphus balteatus</i>)	32
Figura 8. Montaje instalado	38
Figura 9. Laguna de abastecimiento de los humedales	38
Figura 10. Planta de Fique (<i>Furcraea macrophyta Baker</i>)	39
Figura 11. Molienda del fique (<i>Furcraea macrophyta Baker</i>)	39
Figura 12. Extracción del licor de fique <i>Furcraea macrophyta Baker</i>	39
Figura 13. Licor de fique (<i>Furcraea macrophyta Baker</i>)	39
Figura 14. Aplicación del licor de fique (<i>Furcraea macrophyta Baker</i>) sobre las plantas de <i>Phragmites Australis</i>	40
Figura 15. Hojas afectadas por el áfido	40
Figura 16. Áfidos una vez fue aplicado el licor	41
Figura 17. Evaluación cualitativa	41
Figura 18. Recolección de las muestras de los humedales	41
Figura 19. Muestras rotuladas y preservadas para ser analizadas	41
Figura 20. Celdas para pruebas de clorofila	42
Figura 21. Absorbancia para cálculo de la clorofila	42
Figura 22. Alturas máximas de plantas de <i>P. australis</i> durante el estudio	44
Figura 23. Diámetros máximos de las plantas de <i>P. australis</i> durante el estudio	45
Figura 24. Porcentajes promedio de afectación de hojas por áfidos a lo largo del estudio	46
Figura 25. Hojas afectadas en cada tratamiento	47
Figura 26. Afectación en el último mes de estudio	48
Figura 27. Áfidos durante la primera semana de afectación	49
Figura 28. Afectación una semana después	49
Figura 29. Afectación al final de la segunda semana	50
Figura 30. Enraizamiento de <i>P. Australis</i>	51
Figura 31. Amarillamiento en los bordes	53
Figura 32. Marchitez en las puntas	53
Figura 33. Mariquita (<i>Harmonia axyridis</i>)	55
Figura 34. Ninfa de crisopa (<i>Chrysoperla carnea</i>)	55
Figura 35. Huevos de la mosca cernidora	56
Figura 36. Larva de la mosca cernidora	56
Figura 37. Ninfa de la mosca cernidora	56

Lista de tablas

	Pág.
Tabla 1. Familias químicas de algunos plaguicidas	13
Tabla 2. Clasificación taxonómica del fique (<i>Furcraea macrophyta Baker</i>)	24
Tabla 3. Estructura física de la hoja de fique (<i>Furcraea macrophyta Baker</i>)	26
Tabla 4. Composición química del licor de fique (<i>Furcraea macrophyta Baker</i>)	26
Tabla 5. Clasificación taxonómica del <i>H. Pruni</i>	29
Tabla 6. Estadísticos descriptivos para la variable Hojas afectadas	45
Tabla 7. Estadísticos descriptivos variable hojas amarillas	48
Tabla 8. Estadísticos descriptivos de la variable Clorofila	51
Tabla 9. Correlación de Pearson entre hojas afectadas y hojas amarillas	52
Tabla 10. Correlación de Pearson entre hojas amarillas y clorofila	53

Lista de abreviaturas

Abreviatura	Significado
\bar{X}	Media aritmética
<i>Me</i>	Mediana
<i>S</i>	Desviación estándar
<i>CV</i>	Coefficiente de variación
<i>p</i>	Significancia
<i>Chl_a</i>	Clorofila <i>a</i>
<i>Chl_b</i>	Clorofila <i>b</i>
p,p-DDE	Diclorofenildicloroetileno
nm	Nanómetros

RESUMEN

La problemática ambiental suscitada por el uso de los plaguicidas, ha inducido a muchos investigadores a dar una mirada más objetiva sobre las implicaciones del uso inadecuado de estas sustancias y la búsqueda de soluciones alternativas para el control de plagas. El presente trabajo pretende ser un aporte frente a esa problemática, mostrando como mediante el uso del licor de fique (*Furcraea macrophyta Baker*) a diferentes concentraciones, es posible controlar una plaga común en los cultivos de carrizo (*Phragmites australis*), conocida como el pulgón harinoso (*Hyalopterus pruni*). La experimentación se hizo a campo abierto, con lo cual se buscaba replicar todas las condiciones a las cuales se encuentran expuestas las plantas base del estudio. Estas plantas son comúnmente usadas para el establecimiento de humedales, dado que poseen una alta eficiencia de remoción de materia orgánica y sustancias contaminantes.

Este trabajo se originó debido a un problema de ataque de plagas en un humedal establecido, el cual forma parte de una planta de tratamiento de aguas residuales de la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad del Cauca, considerado como problema porque ha venido causando un grave deterioro sobre las plantas, evidenciándose esto por un notable amarillamiento y marchitamiento de una amplia zona del cultivo del carrizo. Para lograr el control sobre la plaga se usaron tres diferentes concentraciones de licor de fique (*Furcraea macrophyta Baker*) aplicadas a plantas establecidas en humedales piloto contando además con un humedal control, que fue útil para contrastar los resultados de los diferentes tratamientos aplicados, obteniéndose al final del proceso investigativo, resultados favorables, es decir se logró mantener la plaga al margen de las plantas cultivadas para la evaluación de este licor como plaguicida, principalmente en las plantas donde la concentración aplicada fue mayor.

I. INTRODUCCIÓN

La tasa de crecimiento de la población mundial sigue una clara tendencia exponencial que, enmarcada en una era posmoderna de consumo y desecho y de ideologías capitalistas de sobreexplotación natural y crecimiento económico, resulta abrumadora tanto para las capacidades naturales del planeta como para la humanidad en sí misma, dado que satisfacer plenamente las necesidades, al menos las básicas, resulta en una tarea apoteósica para cada nación entorpecida cada vez más por la corrupción y los conflictos internos de cada país. Suplir las necesidades alimenticias de una comunidad en continuo crecimiento conlleva a la creación e implementación de modelos de agricultura que favorezcan a productores, consumidores y que sean de bajo impacto ambiental, pero los estudios revelan otra realidad, tóxica y contaminante.

Mundialmente la creciente demanda de alimentos ha generado una constante expansión de los límites agrícolas e implementación de tecnologías que mejoren la productividad, no obstante, la explotación intensiva del suelo ha ocasionado graves daños ecológicos como la deforestación de grandes extensiones de bosques, erosión del suelo, disminución de su fertilidad y en general la pérdida de biodiversidad [1]. La agricultura está íntimamente relacionada al uso de productos químicos como los plaguicidas; se beneficia de estos al proteger los cultivos de daños y pérdidas por plagas o enfermedades y así aumentar la producción [2]. Pero la realidad manifiesta que las plagas evolucionan desarrollando resistencia a estos compuestos y obligan a los agricultores a aumentar la dosis de plaguicidas, a preparar mezclas de principios activos o a comprar los últimos productos de mercado en ocasiones más costosos y sin duda más tóxicos y contaminantes para el ambiente y para la salud [3].

Lo anterior evidencia un claro círculo vicioso donde las plagas o enfermedades no son exterminadas o erradicadas por completo y adquieren resistencia, y así se incrementa la producción y consumo de plaguicidas más agresivos y peligrosos por sus características tóxicas y contaminantes. Esto da lugar a una nueva era de conocimiento, ideologías y normatividad que propendan por la producción más limpia, y productos ecológicos que no solo protejan los recursos naturales sino que no generen un impacto negativo por su uso en los diferentes compartimentos ambientales y garanticen la seguridad y salud de la población. En este marco de productos ecológicos de bajo impacto ambiental, que ayudan a combatir las plagas se estudian los llamados bioplaguicidas, investigando diferentes sustancias de origen natural como extractos vegetales, aceites insecticidas e insecticidas inorgánicos [4]. El licor verde de fique (*Furcraea macrophyta Baker*) es el extracto vegetal que se estudia en este trabajo como controlador de la plaga (pulgón harinoso) en carrizo *Phragmites australis*.

La distribución cosmopolita de *P. australis* refleja su capacidad para adaptarse a diferentes ambientes, es esta capacidad de tolerar diferentes concentraciones de nutrientes lo que la hace ideal para conformar la parte vegetal de los humedales construidos, los cuales son una de las tecnologías de tratamiento natural para aguas residuales y diversos estudios han reportado que son tecnologías de bajo costo, fácil construcción y mantenimiento a diferencia de las tecnologías convencionales y presentan una estética paisajística agradable. Además han reportado buenos rangos de remoción de contaminantes y es posible alternativa para tratar efluentes más agresivos que los domésticos como lixiviados de rellenos sanitarios e industriales, enmarcándose siempre como pos tratamientos [5].

El fique, es una fibra conocida mundialmente por su aprovechamiento para la fabricación de todo tipo de artesanías, sacos, cordeles entre otros, compitiendo con otras fibras como el yute y sisal pero con grandes ventajas debido a la versatilidad en la fabricación de múltiples artículos. Colombia es conocida por ser el principal productor de esta fibra, por lo que su uso es ampliamente extendido en varias regiones del país, siendo el Cauca quien posee el mayor porcentaje de producción de esta fibra [6].

Durante el proceso de aprovechamiento del fique se usa solo el 4%, siendo el porcentaje restante desechado lo que implica que todos estos residuos vayan al ambiente sin ningún tipo de tratamiento, convirtiéndose entonces en un foco de contaminación. El licor de fique está compuesto por sustancias tales como celulosa, materia orgánica, minerales y compuestos como las saponinas, constituyéndose estas últimas como las principales causantes de la toxicidad de este licor [7], aspecto que motivó el estudio de su posible uso como controlador del pulgón harinoso (*Hyalopterus pruni*) en un cultivo de carrizo (*Phragmites australis*), planta común en los humedales naturales y que dada la importancia que estos tienen en los ecosistemas sería relevante conocer si este extracto puede contribuir a la reducción de esta plaga.

Por otro lado, es importante mencionar que se han hecho una serie de investigaciones en otros cultivos como la papa y el repollo, en los cuales el licor de fique resultó efectivo en el control de una especie de hongo (*Phytophthora infestans*) e insectos [7,8], por lo cual con esta investigación se pretendió reafirmar y aportar de algún modo a que este licor pase de ser un desecho a una mezcla útil para el mejoramiento de los cultivos atacados por plagas.

La metodología que se llevó a cabo dentro de la investigación, consistió en el cultivo de *P. australis* distribuida en 7 humedales a escala piloto, instalados en la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad del Cauca, los cuales contaron cada uno con 6 plantas de esta especie provenientes del humedal de la planta de tratamiento de esta Facultad; a cada uno de los pilotos se le adicionó el extracto de fique por un periodo de 3 meses y a tres

concentraciones diferentes (30% v/v, 20%v/v y 10%v/v)¹, teniendo en cuenta que uno de los humedales sirvió de control, es decir a este humedal no se le adicionó concentración alguna de licor de fique, y que sirvió como referente para poder concluir acerca de cuáles fueron los mejores tratamientos para el control de la plaga.

II. JUSTIFICACIÓN

Durante su desarrollo, las plantas pueden verse afectadas por diferentes tipos de plagas, lo cual genera en ellas disminución en el funcionamiento de sus estructuras, ocasionando a corto y mediano plazo la muerte de las plantas, plantas que al ser usadas en procesos de depuración de aguas, como es el caso de la instalación de humedales construidos, pueden poner en peligro el proceso, al no llevarse a cabo de la manera indicada. Para combatir este problema, generalmente se usan plaguicidas sintéticos, dada su alta eficiencia en cortos periodos de tiempo. Sin embargo, el uso generalizado de plaguicidas sintéticos en el mundo ha ocasionado, con el pasar de los años, serios problemas sanitarios y ambientales que son preocupantes. Una muestra de ello son las innumerables enfermedades que se desencadenan por su uso excesivo y los incontables problemas de contaminación en suelo, aire y agua.

A raíz de lo anteriormente mencionado y pensando en contribuir en la disminución en el uso de los plaguicidas sintéticos, se quiso realizar el ensayo base de este trabajo de investigación, para atacar una plaga recurrente en un cultivo de *P. australis*, aplicando como bioplaguicida el licor de fique, cuyo eficiencia ha sido probada en otro tipo de cultivos, mostrando un potencial uso para el control de ciertas plagas. Así, se está dando uso a un residuo de la industria del fique y se está contribuyendo por otra parte a una posible alternativa de mitigación ecológica en un tratamiento secundario de tipo natural donde no es conveniente usar plaguicidas químicos, lo cual constituye uno de los propósitos principales de este trabajo.

III. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

Colombia se ha destacado por ser un país agrícola, que a partir del siglo XX ha implementado e incrementado el uso de agroquímicos como los plaguicidas para favorecer la producción, al protegerla de plagas y enfermedades que pueden diezmar el número y calidad los cultivos; se estima anualmente un consumo de 17 millones de kilogramos en plaguicidas, posicionándonos así como tercer consumidor en Latinoamérica después de

¹Concentraciones elegidas teniendo en cuenta trabajos realizados en cultivos como el repollo de acuerdo a J. Imbachí y S. Morales, N. Albán.

Brasil y México [9]; para el año 2010 en el país se produjeron poco más de 24.000 toneladas y 25 millones de litros de plaguicidas, y se importaron alrededor de 53.000 toneladas de plaguicidas. [10] La realidad evidencia que las plagas ya sean insectos, hongos o bacterias adquieren resistencia a estas sustancias y obligan a los cultivadores a exceder la cantidad recomendada de plaguicida, a preparar mezclas de principios activos y a las industrias a sintetizar nuevos y más potentes compuestos [1], hechos que agravan aún más la problemática en cuestión de salud pública y deterioro del ambiente.

Las plagas en los cultivos han sido siempre un factor limitante para su desarrollo, lo que ha conducido a lo largo del tiempo a una búsqueda de posibles soluciones frente a este problema, soluciones que a pesar de resultar efectivas en la mayoría de las ocasiones, han traído consigo efectos secundarios sobre la calidad de los cultivos, aspecto que no es deseable, ya que se estaría dando origen a otro problema cuya solución más inmediata sería la de suspender el uso de los productos para tal fin , pero con el riesgo de ver afectados los cultivos por el ataque de las plagas.

Productos como los plaguicidas, si bien logran controlar en un buen porcentaje a las plagas que afectan los diferentes cultivos, tienen como principal desventaja, que en su mayoría ocasionan impactos graves sobre el ambiente en el cual son aplicados así como también en las personas expuestas a ellos. Es así como de acuerdo a datos de organizaciones internacionales, la cifra de intoxicaciones en personas que trabajan con este tipo de sustancias en países en vía de desarrollo, es de 25 millones de personas al año, considerando que dichos países solo usan una quinta parte del consumo mundial de plaguicidas [11].

En lo concerniente a la problemática ambiental, los plaguicidas al ser aplicados pueden ocasionar contaminación atmosférica, contaminación a nivel de suelos y por supuesto contaminación en los cuerpos de agua, dado que durante su recorrido, una vez han sido aplicados logran infiltrarse a través del suelo llegando tanto a las aguas subterráneas como a las aguas superficiales, afectando de esa manera todo un ecosistema. Asimismo, los plaguicidas llegan a tener transformaciones de tipo físico, químico o biológico en los distintos compartimentos ambientales en los cuales se encuentren localizados, degradándose y ocasionando la generación de compuestos incluso con un nivel de toxicidad mayor al que podían tener inicialmente, lo que desencadena en una serie de efectos indeseados sobre el ambiente como lo es la degradación de los ecosistemas e incluso la muerte de muchas especies expuestas a estas sustancias, debido a que estos además son reconocidos como compuestos orgánicos persistentes los cuales pueden permanecer inalterables por largos periodos de tiempo y pueden ser transportados a través de extensas distancias y llegar a lugares donde no se aplicaron [12, 13].

En Colombia, el diagnóstico, vigilancia y el monitoreo de plaguicidas aún no se ha implementado de forma eficaz, y existe una preferencia evidente de los agricultores a usar plaguicidas en forma excesiva por motivaciones económicas [2], e incluso porque ignoran los graves efectos tóxicos que estas sustancias tienen para el ambiente y la salud.

Un cultivo que en la actualidad ha presentado aumento en el ataque de plagas específicamente del áfido *Hyalopterus pruni* comúnmente conocido como pulgón harinoso, es el carrizo (*P. australis*), cultivo ampliamente utilizado para el funcionamiento de humedales construidos (como es el caso específicamente del humedal perteneciente a la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad del Cauca) y que dada su importancia en este proceso, requiere de un control adecuado para permitir que cumplan su función. Para tal fin en presente trabajo se hizo uso del licor de fique, el cual dejaría de ser un residuo contaminante para las fuentes hídricas, al impedir que las características tóxicas de este, como la presencia de saponinas y las altas concentraciones de nitritos y nitratos, puedan afectar a corto plazo la vida en los cuerpos de agua, teniendo en cuenta además que este licor es capaz de elevar la DQO de un cuerpo de agua por encima de 500mg/L, lo cual implica serias consecuencias sobre la vida que ahí se esté desarrollando y para quienes deben usar estas fuentes de agua para su sostenimiento o para labores agrícolas [7, 14].

Ahora, teniendo en cuenta lo anteriormente mencionado, la presente investigación giró en torno al siguiente cuestionamiento:

¿Es posible controlar el pulgón harinoso en *P. australis* para evitar la pérdida de sus funciones y estructuras, usando licor de fique?

IV. OBJETIVOS

4.1. Objetivo general

Evaluar al licor de fique (*Furcraea macrophyta Baker*) como posible controlador del pulgón harinoso en *Phragmites australis*, cultivadas en humedales piloto de flujo subsuperficial.

4.2. Objetivos específicos

- Evaluar el efecto de diferentes concentraciones de licor de fique para el control del pulgón harinoso en *P. australis*.
- Realizar una valoración cualitativa (diámetro, altura, hojas con presencia de áfidos, hojas amarillas, hojas totales) de la planta *P. australis* para determinar el posible efecto del licor en el control de la plaga.

V. MARCO TEORICO

Generalidades

El agua es un recurso vital para el desarrollo de la vida y dada su importancia debe tenerse en cuenta los factores que pueden provocar su contaminación y por lo tanto la afectación negativa sobre el ambiente y la salud humana. Entre los contaminantes existentes que fácilmente llegan a las fuentes hídricas se encuentran los plaguicidas, que debido a su uso extendido en las actividades agrícolas, logran penetrar en el suelo, infiltrándose a las aguas subterráneas, representando así un peligro a corto plazo para el ecosistema y para quienes usan estas fuentes para su abastecimiento. También ocasionan contaminación a nivel atmosférico, dados los diversos compuestos volátiles que estos productos poseen. Ahora, respecto a los graves efectos que estas sustancias pueden ocasionar sobre la salud humana se encuentra que muchas de estos plaguicidas son lipofílicos, es decir, con facilidad logran acumularse en el tejido adiposo del cuerpo, desencadenando a mediano plazo enfermedades graves e incluso la aparición de cáncer [15]. Asimismo, se ha encontrado que los plaguicidas pueden llegar a tener efectos genotóxicos y mutagénicos que pondrían en grave riesgo la salud de las personas expuestas a ellos, entendiéndose como genotóxico a aquel agente capaz de producir daño a nivel del núcleo de la célula incluyendo el ADN, lo cual desencadenaría en la aparición de enfermedades en la población expuesta [16].

Plaguicidas: panorama, clasificación y estudios realizados

La búsqueda de soluciones alternativas que impliquen beneficios para los cultivos, se ha hecho cada vez más ardua, intentando en lo posible, alcanzar soluciones que impacten mínimamente al ambiente. A raíz de esta búsqueda, hacia los años 1940 surgió el concepto de agricultura verde basado en el aprovechamiento de la materia orgánica como elemento nutricional para suelos y plantas y el empleo de productos naturales para el control de plagas y enfermedades [4], concepto que sería reforzado dos décadas más tarde por una escritora, Rachel Carson, en su libro “Primavera silenciosa”, en el cual hacía una crítica al uso de pesticidas químicos, culpándolos en gran medida del grave deterioro y contaminación del ambiente por su uso excesivo, y aunque tuvo ciertas críticas de la comunidad científica, también logró obtener reconocimiento al ser la primera publicación que exponía los efectos ambientales del uso indiscriminado de este tipo de productos [17].

De acuerdo a la Organización Panamericana de Salud el uso de plaguicidas en el sector agropecuario es cerca del 85%, lo que desencadena problemas a nivel ambiental y sanitario[11], debido al manejo inadecuado que la mayoría de los agricultores hacen de estas sustancias, ya que de acuerdo estudios realizados por la Universidad de Antioquia en

un municipio determinado, se evidenció que un alto porcentaje de la población que usa con frecuencia este tipo de sustancias (83% de las personas encuestadas en el estudio), no tiene conocimiento acerca de los impactos negativos que estas pueden tener al hacer un inadecuado manejo de ellas, además no cuentan con la capacitación en cuanto a la indumentaria apropiada a usar para su aplicación y a las dosis para evitar daños sobre la salud como por ejemplo intoxicaciones, problemas respiratorios, abortos o malformaciones en los fetos debidas a la exposición frecuente y prolongada. Por otro lado, también se encontró que el uso de plaguicidas se ha extendido cada vez más debido a que suponen un mejoramiento en la calidad de los cultivos al eliminar transitoriamente las plagas, sin tener en cuenta que ese uso prologado lejos de producir beneficios para el agricultor, trae consigo hechos negativos, considerando que pueden generar anualmente en un país en vía de desarrollo cerca de 20.000 muertes y un millón de casos por intoxicación [3,18].

El suelo y los sistemas acuáticos son susceptibles a sufrir alteraciones por la contaminación con plaguicidas; en Sinaloa México en los sedimentos de la Laguna Santa María se hallaron 14 plaguicidas y moléculas de heptacloro epóxido, p,p-DDE, endrín y aldrín, y se encontró que el heptacloro epóxido, un plaguicida comúnmente usado para el control de las termitas, sobrepasó el límite máximo recomendado en la Norma Ambiental de la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, FAO. Algunos de estos compuestos también se encontraron en peces de interés comercial evidenciando la contaminación por bioacumulación que llega a los cuerpos de agua a causa de los drenajes agrícolas, la forma de riego, el exceso de plaguicidas y la lixiviación de los mismos al manto freático [12].

Por otra parte, otro estudio realizado en el corregimiento La Florida de Pereira Colombia reportó la presencia de plaguicidas en muestras de suelo: Dichlorvos, Demeton, Disulfoton, Methyl Parathion, Fensulfothion, Bolstar y Azinphos Methyl, y en muestras de agua además de los anteriores reportó: Mevinphos, Naled y Fenthion. Si bien los plaguicidas reportan valores por debajo de la norma (0.1mg/L) a excepción de Fensulfothion, Demeton y Azinphos Methyl que sobrepasa el límite máximo permitido pero tienen una moderada persistencia en el ambiente, y por lo tanto, no presentan un riesgo importante en la salud humana, ni para el medio ambiente en general, se debe tener en cuenta el riesgo que implicaría otra fuente de contaminación por plaguicidas en esta región [2].

El manejo de plagas en la agricultura se ha tornado con el paso de los años en un problema prioritario, tanto a escala regional como global, dado el efecto negativo que estas especies tienen sobre los cultivos en los cuales se establecen y las sustancias que se emplean para controlarlas.

Es a partir del siglo XX tras descubrir las propiedades insecticidas del compuesto orgánico dicloro difenil tricloroetano (DDT) cuando adquiere auge la producción y uso de plaguicidas químicos sintéticos en la agricultura, esta industria en palabras de Rachel Carson “Es hija de la Segunda Guerra Mundial” ya que la mayoría de estos compuestos fueron el resultado de investigaciones en torno a gases tóxicos para emplearlos como arma de destrucción masiva en la guerra, y los insectos principalmente fueron usados para probar dichas propiedades [19].

Según la Organización Mundial de la Salud (OMS) los plaguicidas se definen como cualquier sustancia o mezcla de sustancias, de características orgánicas o inorgánicas, destinadas a prevenir, destruir o controlar cualquier plaga no deseada de plantas o animales que perjudican las actividades antrópicas, e incluyen los vectores causantes de enfermedades en el ser humano, y las especies que de alguna manera interfieren en la producción, elaboración, almacenamiento, transporte o comercialización de alimentos principalmente. También incluye las sustancias que se aplican a los cultivos antes o después de la cosecha para proteger el producto del deterioro y aquellos aditivos que mejoran el desempeño de los mismos plaguicidas [20].

Para los plaguicidas la clasificación comprende varios aspectos: según su actividad biológica se pueden clasificar en insecticidas, fungicidas, herbicidas y nematocidas; dependiendo de su naturaleza química son inorgánicos, los cuales no representan un grave problema ambiental desde el punto de vista de su toxicidad y movilidad en el suelo y los orgánicos que representan grandes problemas ambientales por sus interacciones y transformaciones en los compartimentos ambientales y su potencial de bioacumulación [2].

En cuanto a su cronología se clasifican como: plaguicidas de primera generación 1000 AC – mediados del siglo XIX, compuestos inorgánicos (sulfuro, arsénico, azufre y botánicos tabaco y piretrina); de segunda generación siglo XIX y XX, compuestos orgánicos sintéticos (DDT, Malatión, permetrina etc.); de tercera generación a partir de 1960, microbianos (*Bacillus thuringiensis*, baculovirus, bacterias y hongos); de cuarta generación a partir de 1975, compuestos reguladores del crecimiento de insectos (Metoxipreno); de quinta generación, desde 1980 en adelante, toxinas y principios activos aislados (abamectina, spinosad) [21].

Finalmente, de acuerdo a su familia química, algunos se ordenan en la Tabla 1 como:

Tabla 1. Familias químicas de algunos plaguicidas

FAMILIA QUÍMICA	EJEMPLOS
Organoclorados (OC)	DDT, aldrín, endosulfán , endrín
Organofosforados (OF)	Malatión, bromorfos, diclorvos, clorprifos

Carbamatos (C)	Carbaryl, methomyl, propoxur
Tiocarbamatos	Ditiocarbamato, mancozeb , maneb
Piretroides (PT)	Cipermetrina, fenvalerato, permetrín
Derivados bupiridilos	Cloromequat, diquat, paraquat
Derivados de triazinas	Atrazina, ametryn, desmetryn, simazina

Fuente: Comportamiento de plaguicidas persistentes en el medio ambiente (2001)

En Latinoamérica la incorporación de los plaguicidas sintéticos en el marco de la llamada “revolución verde”, se da en 1945 en la granja experimental “El Yaqui” de Sonora, México, auspiciada por la Fundación Rockefeller donde se estableció el paradigma, gracias a los altos rendimientos en las cosechas, de que el modelo agrícola de uso intensivo y extensivo de plaguicidas sería la herramienta para comenzar la erradicación del hambre y la pobreza. Sin embargo tras 7 décadas se ha comprobado que son muy altos los riesgos y daños que sufre el ser humano y la naturaleza por uso y abuso de los agroquímicos y la agricultura mundial se ha hecho dependiente de ellos no para eliminar el hambre y la pobreza como en un principio se creía, sino por el interés de incrementar la productividad y rentabilidad [13].

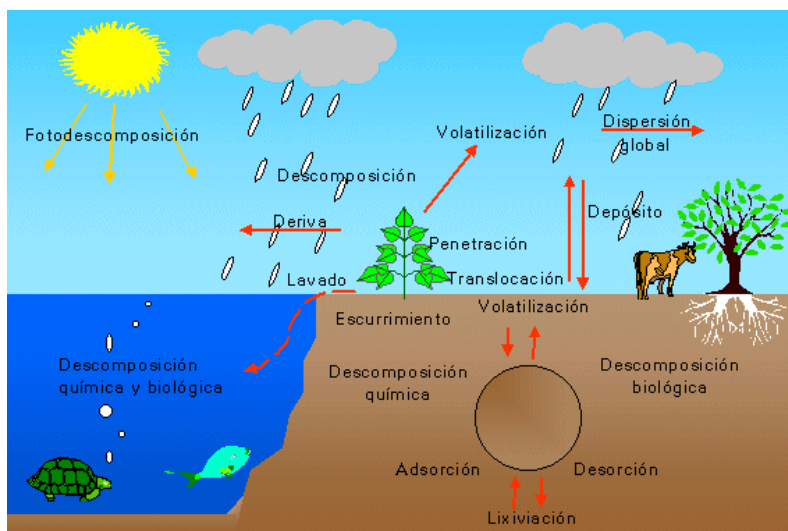
Se debe reconocer que los plaguicidas son una importante herramienta en el sector agropecuario que actualmente debe cumplir exigentes estándares internacionales en lo relativo a calidad de los productos (alimentos) de exportación, y que los cultivadores prefieren este tipo de control químico de plagas por su efectividad a corto plazo, pero con el paso del tiempo estas sustancias han demostrado ser altamente contaminantes y tóxicas, ubicuas en el ambiente [22]. Esta gran problemática se debe principalmente a su dinámica en el ambiente y toxicidad para la vida, puesto que se ha comprobado que estas sustancias no son específicas para los organismos que deben controlar, sino que los efectos negativos en los ecosistemas agrícolas recaen también sobre los insectos benéficos, desbalanceando el control biológico natural y la polinización entomófila; no en vano, la bióloga y escritora Rachel Carson sugirió el cambio de nombre de «insecticidas» a «biocidas», además haciendo gala de la teoría de Darwin con el tiempo las plagas mutan adquiriendo resistencia a los agroquímicos y los agricultores se ven en la tarea de aumentar la dosis de plaguicida, a preparar mezcla de principios activos o a utilizar sustancias más tóxicas [3].

Es sabido en todo el mundo que los plaguicidas son sustancias químicamente complejas y una vez liberadas en el ambiente están sometidas a diferentes procesos de transformación física, química y biológica como son: la adsorción, absorción sobre suelos y plantas, volatilización, fotólisis y degradación química o microbiana, esta última es de especial cuidado pues puede ser un arma de doble filo ya que se ha encontrado que los metabolitos resultantes para algunos compuestos pueden ser igual o más tóxicos que las sustancias primigenias [9]; los plaguicidas también están sujetos a ser transportados a grandes distancias por corrientes de aire o agua y ser depositados en lugares donde no se han utilizado, como por ejemplo los compuestos volátiles que están en la atmósfera son

arrastrados por la lluvia y llegan al suelo o cuerpos de agua, y los compuestos que se encuentran en el suelo pueden ser lixiviados hasta cuerpos de agua subterránea o lavados pendiente abajo por aguas lluvia y llegar a cauces de ríos o lagos [2, 3].

Las características fisicoquímicas de estas sustancias facilitan estos procesos, por ejemplo un coeficiente de partición octanol /agua ($\log K_{ow}$) con valores altos representan gran afinidad lipídica de los plaguicidas, que se traduce en potencial bioacumulación y biomagnificación y es un grave riesgo para las especies ícticas y para el ser humano al llegar a su cadena trófica; el coeficiente de partición carbono orgánico/agua ($\log K_{oc}$) cuyos valores altos indican preferencia por los sedimentos acuáticos; el índice potencial de lixiviación y la presión de vapor de los plaguicidas entre otras propiedades, que junto a las características del medio en el que se encuentren, determinan el destino final de estas sustancias en el suelo, el agua y/o sedimentos [9]. Un esquema de esta red de transformaciones y transporte se puede observar en la Figura 1.

Figura 1. Transporte de plaguicidas en el ambiente



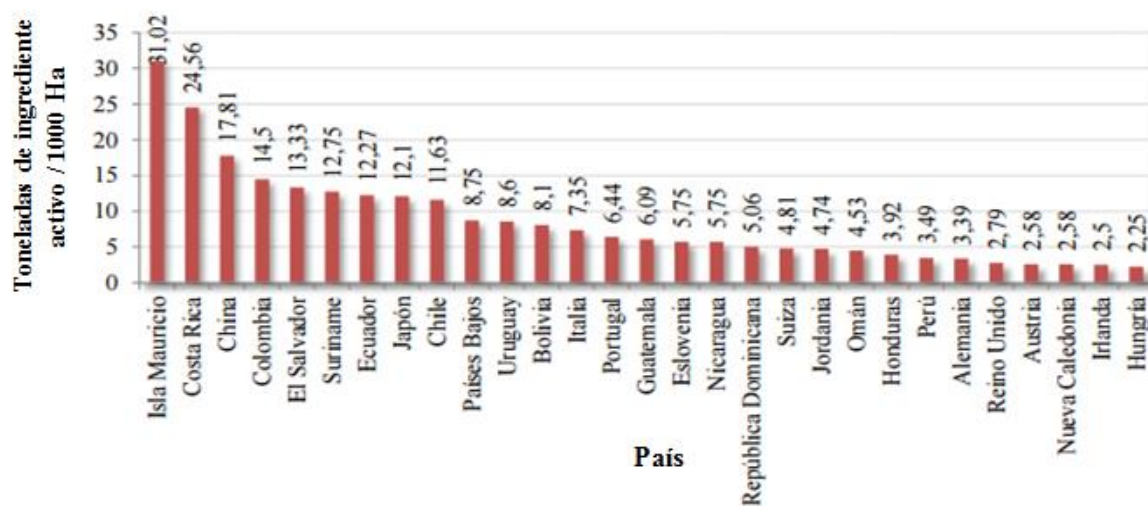
Fuente: <http://www2.inecc.gob.mx/publicaciones/libros/314/peligrosidad.html>

Junto a lo anterior el tiempo de vida de los compuestos en el ambiente es otro factor que influye en su peligrosidad, estudios reportan que los plaguicidas organoclorados alcanzan entre un 75 y 100% de degradación en un tiempo de 4 a 30 años [9] y actualmente muchos plaguicidas químicos entran en la categoría de contaminantes orgánicos persistentes, de su nombre se infiere que requieren prolongados periodos de tiempo para descomponerse, debido a esta naturaleza son más propensos a ser transportados largas distancias y acumularse en los tejidos grasos de los animales e ingresar fácilmente en la cadena trófica [22].

Uso de plaguicidas en el mundo

Según cifras del Banco mundial los países con mayor consumo de plaguicidas en 2010 fueron: Italia, Ucrania, Japón, Alemania, India, Ecuador, Colombia, Turquía, Reino Unido, Bolivia, Chile, Uruguay, Guatemala y Costa Rica. Para Colombia el mismo ente reportó entre 1998 y 2010 un consumo anual de plaguicida por tonelada de 48.000 con un máximo de 151.686 en el año 2000. Y en 2010 los países que reportaron un mayor promedio de uso de plaguicidas en tierra cultivable y cultivos permanentes medidos en toneladas por cada 1.000 hectáreas se muestran en la Figura 2, exponiendo a Colombia entre los 5 países con mayor uso de plaguicidas, situación que expresa gran incertidumbre por el futuro de la riqueza natural debido a los graves peligros que conlleva el mal uso de estas sustancias en el país y que han sido reportados en numerosos trabajos [23].

Figura 2. Países con mayor promedio de uso de plaguicidas



Fuente: Estudios económicos sectoriales “*Estudios de plaguicidas en Colombia*”(2010)

A pesar de la gran cantidad de plaguicidas químicos que se usan en el mundo es muy poco lo que se conoce sobre su toxicidad en los organismos incluyendo la salud humana y el impacto ambiental global, por ello se han implementado normativas internacionales y nacionales para minimizar sus impactos negativos. Entre los más destacados se encuentran: El Código Internacional de Conducta para la Distribución y Utilización de Plaguicidas de la Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación; el Protocolo de Montreal sobre las Sustancias que Agotan la Capa de Ozono; el Convenio de Rotterdam sobre ciertos plaguicidas y productos químicos de comercio internacional; el Convenio de Estocolmo sobre Contaminantes Orgánicos Persistentes; el Convenio de Basilea para el control de movimientos transfronterizos de desechos peligrosos y su eliminación, entre

otros. Colombia cuenta con la ratificación de la mayoría de estos convenios además de su normatividad interna entre leyes, decretos y resoluciones expedidos por el Ministerio de Ambiente Vivienda y Desarrollo Territorial (actualmente Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible), el Ministerio de Agricultura y Desarrollo rural, el Instituto Colombiano Agropecuario (ICA), entre otros, los cuales tratan sobre la producción y comercialización de plaguicidas, obligaciones, deberes, licencias o permisos, y los límites permitidos en el ambiente y el ser humano, donde a medida que los estudios arrojan nuevas evidencias de contaminación, también se regula el uso o prohibición de los agentes tóxicos y contaminantes [19, 22, 24].

Colombia por su ubicación geográfica presenta gran variedad de climas y una amplia biodiversidad que obviamente incluye insectos y microorganismos que son considerados plagas para los cultivos que se dan en la región, pero de igual manera engloba también las especies que son controladores naturales de dichas plagas, pero el desconocimiento de metodologías como el manejo integrado de plagas, las buenas prácticas agrícolas, la agricultura limpia, el cultivo de productos resistentes, la bio-ingeniería, la rotación de cultivos o el uso de alternativas ecológicas para el control de plagas (bioplaguicidas), que se encuentran en fases iniciales en América latina, hace difícil esperar una disminución en el uso de plaguicidas a corto plazo, de manera que el país sigue dependiendo de los plaguicidas químicos [3, 25].

Consecuencias en la salud y el ambiente, debidas al uso de plaguicidas

Debido al uso generalizado de plaguicidas, cualquier persona está expuesta al riesgo de entrar en contacto con estas sustancias ya sea por dieta o el trabajo y son los agricultores y las personas que viven en las zonas rurales de cultivos junto a niños, mujeres embarazadas y adultos mayores los que presentan mayor riesgo de intoxicación o desarrollo de enfermedades. En Colombia, según el Sistema de Vigilancia en Salud Pública (Sivigila) en 2008 hubo 6.650 intoxicaciones por plaguicidas; en 2009, 7.405 y en 2010, 8.016 casos; justificando un claro problema de salud pública [18, 23].

Según revisiones literarias los plaguicidas generan a largo plazo enfermedades o efectos tóxicos como: malformaciones en fetos, carcinomas, teratogénesis, daño nervioso, endocrino, inmunológico y genético, infertilidad, parálisis y convulsiones entre otros; la intoxicación aguda con organofosforados causa cefaleas, mareos, náuseas, sudoración excesiva, lagrimeo y salivación [2, 24, 15].

Estudios realizados a 157 trabajadores agrícolas en Marinilla, Antioquia, confirman que el problema del uso de plaguicidas, tiene un agravante, y es el que los agricultores, en un

porcentaje representativo ignoran el peligro al que se exponen al aplicar estas sustancias sin el equipo de protección personal adecuado (70% no usan protección), además de que muchos de ellos consumen los alimentos que han fumigado, por lo cual la vía de contaminación no solo se da por la vía dérmica y respiratoria sino también mediante la ingesta, lo que traerá a corto plazo consecuencias graves a nivel de la salud de estas personas, siendo la cefalea la más común de las patologías presentadas con un 26%. Por otro lado, el 64.9% asegura realizar mezcla de plaguicidas, 83% indicaron no tener capacitación para el uso seguro de agroquímicos y el 41% realiza la quema o enterramiento de los envases vacíos o los reutilizan, evidenciando y comprobando así la problemática ya señalada en relación al uso de plaguicidas [3].

Por otra parte, respecto a la disposición de los envases vacíos de plaguicidas, otro de los problemas que afectan al ambiente y a la salud humana, se encontró que el 41% de los agricultores entierran o incineran dichos recipientes, y el porcentaje restante le da otros usos (envasar materiales o para usos caseros) o simplemente los tiran a campo abierto, lo que ocasiona un grave impacto no solo en la salud de las personas al usar estos recipientes para guardar alimentos sino también en el ambiente al quedar residuos de plaguicidas expuestos sin que esto pueda ser controlado [3].

Otra de las consecuencias percibidas del mal manejo de los plaguicidas, se encontró en un estudio realizado por Tabares, Galeano y Bolívar, en 115 municipios de Antioquia, donde se buscaba identificar los factores de riesgo por uso y manejo de plaguicidas en las cuencas que se usan para abastecer estos municipios, encontrándose la presencia de 53 plaguicidas usados en zonas cercanas a la cuenca de los cuales 23 de ellos pertenecían a las categorías de toxicidad I y II (Extremadamente tóxico y altamente tóxico respectivamente), lo que deja en evidencia una vez más el grave problema derivado del manejo inadecuado de estas sustancias, que lejos de causar supuestos beneficios sobre los cultivos, trae una serie de impactos que en muchas ocasiones pueden llegar a ser irreparables [3].

A pesar de esto las naciones coinciden en que es muy difícil hacer un estimativo real del impacto que tienen los plaguicidas sobre la salud y el ambiente, por problemas en el diagnóstico, acceso a los servicios de salud y en la recolección y reporte de datos es por ello que las investigaciones son una valiosa fuente de información y denuncia. Por ejemplo en la Universidad Tecnológica de Pereira en 2014, se llevó a cabo un estudio para analizar la presencia en suelo y agua de plaguicidas utilizados en cultivos de cebolla, donde se reportaron niveles de Bolstar y Fensulfothion por encima de los niveles permitidos, evidenciando grave peligro por sus altos niveles de bioacumulación. Además estos compuestos son organofosforados que perturban esencialmente los niveles de acetilcolinesterasa (AChE) de los organismos afectando el crecimiento neuronal y la transmisión de estímulos eléctricos [2].

Otro estudio en 2012 realizado por Salcedo y colaboradores en la población de Suesca ubicada en la ribera del Río Bogotá, donde la floricultura es una de las actividades económicas más importantes, se encontró presencia en aguas superficiales de niveles altos de organoclorados en concentraciones que alcanza los 14.3 µg/L, y también se hallaron plaguicidas organofosforados con concentración promedio de 26.1 µg/L, especialmente el metil-bromofos que supera el nivel para agua potable establecido por la Unión Europea (UE) de 0.1 µg/L. Así mismo en 2008 Lans y colaboradores encontraron presencia de organoclorados en la Ciénaga Grande del Bajo Sinú, en cuyos alrededores se ejecutaba una intensa actividad agrícola, reportando alarmantemente Aldrín (0.110 - 0.280µg/L) y Heptacloro epóxido (0.281 - 0.549 µg/L) que sobrepasan la normatividad Colombiana (0.1µg/L) además de estar prohibidos en el país. [13]

En casos de daños a la salud por plaguicidas además de la manipulación y exposición directa a las sustancias se encuentra relacionado la baja o nula capacitación de los agricultores en el manejo respectivo de las sustancias, en el manejo los residuos o elementos contaminados con plaguicidas incluyendo su disposición final y los inadecuados hábitos de higiene durante y después de las labores. En un estudio realizado a 132 trabajadores de cultivo de tomate de La Merced, Caldas en Colombia se cuantificó que 74.2% de ellos no fueron capacitados en el uso de plaguicidas, 70% fumiga una vez a la semana en un promedio de 5 horas, y se encontró que 34.1% de ellos presentó inhibición de AChE infiriendo un mayor uso de plaguicidas organofosforados y carbamatos pues los niveles anormales de esta enzima en la sangre son usados comúnmente para identificar la exposición a estos plaguicidas [18].

La preocupación por el efecto que estas sustancias tienen no solamente para las plantas sino para otros compartimentos ambientales como el suelo y el agua, ha conducido al estudio e introducción de nuevas alternativas, basadas en la extracción de sustancias a partir de los propios cultivos, los cuales contengan dentro de sus estructuras, potenciales componentes que actúen como plaguicidas, y de ese modo dar un uso apropiado a todos los residuos producto del procesamiento de los recursos naturales, realizando así un aprovechamiento integral, sin necesidad de hacer uso de sustancias dañinas para el ambiente [26].

Control de plaguicidas

A nivel de América Latina, hacia el año 1983, se dio inicio a lo que actualmente se conoce como Red de Acción en Plaguicidas y sus alternativas de América Latina, -RAP_AL- la cual está conformada por múltiples entidades y organizaciones que buscan poner freno al uso masivo de plaguicidas y además proponer mecanismos para reducir su uso o de ser

posible eliminarlos del mercado, para evitar los ya conocidos impactos que estas sustancias ocasionan al entrar en contacto con el medio [27].

En Colombia particularmente, existe desde el año 1998, el Plan de acción para plaguicidas formulado por el Ministerio de Medio Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial (actualmente Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible), el cual surgió a raíz de los diversos problemas en los que se empezaron a ver envueltos los agricultores, debido al mal manejo que le estaban dando a estos productos y así mismo a sus residuos, buscando dar una orientación adecuada a estas personas, para evitar accidentes de tipo ambiental e impactos sobre la población [28].

Por otra parte, también se inició de la mano del Ministerio de agricultura y desarrollo rural hacia el año 2004, dadas las diferentes situaciones presentadas en el país asociadas a malas prácticas en el uso de plaguicidas, la búsqueda de mecanismos para reducir el uso de estas sustancias como por ejemplo la adopción de buenas prácticas agrícolas, manejo integrado de control de plagas o aplicar la llamada agricultura ecológica basada en el uso integral de los recursos del ambiente, descartando el uso de cualquier tipo de sustancia química para su mantenimiento, lo cual sería ideal no solo para obtener unos productos con mayor calidad para consumo sino que también se estaría reduciendo la exposición del ambiente a los plaguicidas [29].

Alternativas al uso de plaguicidas: Bioplaguicidas

Actualmente existen alternativas viables para el reemplazo de plaguicidas químicos por otro tipo de sustancias que cumplan la misma función pero sin impactar la calidad ambiental.

Una alternativa, iniciada por la nueva agricultura ecológica que busca alimentos sanos y libres de residuos tóxicos, son los bioplaguicidas, elaborados a partir de extractos vegetales en su mayoría, cuyas principales ventajas frente a los plaguicidas químicos es que son biodegradables, económicos, fáciles de usar y presentan un bajo nivel de toxicidad [8].

Este tipo de extractos actúan repeliendo, inhibiendo, disuadiendo eliminando plagas de tipos diferentes (defoliadores rastreros, voladores, chupadores, etc.), así como también fortaleciendo a los cultivos frente a futuros ataques. El efecto que los extractos vegetales ejercen sobre las plagas es generalmente insectistático, lo cual significa que inhiben el desarrollo normal de la plaga y esto pueden hacerlo de diversas maneras. La primera de ellas es regulando el crecimiento de los insectos al inhibir, por ejemplo, su metamorfosis. Otra manera de actuar es inhibiendo la alimentación de los insectos, con lo que se logra que

estos dejen de alimentarse y mueran por inanición. Finalmente otros pueden actuar como repelentes, usando a favor el olor fuerte que tiene muchas plantas y que impiden que los insectos puedan siquiera atreverse a acercarse a ellas [30, 31, 32, 33].

Es importante, comprender un poco acerca del metabolismo de la plantas para entender como a través de sus extractos es posible obtener bioplaguicidas. Por metabolismo se entiende aquel proceso en el cual las células mediante reacciones químicas sintetizan sustancias complejas obteniendo otras más simples, proceso que es común en todos los seres vivos. El metabolismo primario de las plantas es aquel directamente relacionado con la su crecimiento, reproducción y supervivencia, siendo metabolitos primarios, aquellas sustancias que permiten que procesos como la fotosíntesis y la respiración se lleven a cabo (aminoácidos, nucleótidos, azúcares, etc.) [34]

Sin embargo las plantas además de poseer ese metabolismo primario, tienen un metabolismo secundario que les permite producir y acumular sustancias químicas de diversa naturaleza que no están relacionadas directamente con los procesos vitales de las plantas, y ello lo consiguen a través de los denominados metabolitos secundarios, sustancias que tienen diferentes funciones dentro de la planta y que pueden tener propiedades biológicas y ecológicas aprovechables (insecticidas, colorantes, herbicidas, etc.). Estos metabolitos secundarios a diferencia de los primarios, no están presentes en todas las plantas, siendo restringidos para algunas especies [34].

Los metabolitos secundarios cumplen funciones biológicas dentro de las plantas es decir pueden actuar como atrayentes de insectos para la polinización o por el contrario para ahuyentarlos cuando se trate de un depredador, convirtiéndolos de ese modo en pesticidas naturales [34].

Existe gran cantidad de metabolitos secundarios, que superan incluso los primarios, destacándose por ser los más comunes los fenoles, terpenos, glicósidos, compuestos azufrados, flavonoides y los alcaloides. Los **fenoles** se caracterizan por actuar como antialimentarios. Dentro de este grupo se encuentran los taninos los cuales dan un sabor amargo a las plantas y las cumarinas que inhiben el crecimiento de hongos, insectos y ácaros. Los **terpenos**, son conocidos por ser los principales constituyentes de los aceites esenciales, actúan como repelentes e inhibidores del crecimiento y la ovoposición de insectos. Por otro lado los **glicósidos**, actúan también como repelentes, destacándose en este grupo las saponinas. Los **compuestos azufrados**, poseen una acción nematocida e insecticida, siendo los tiofenos las sustancias más importantes de este grupo. Los **flavonoides**, son los responsables de dar color a las plantas, actuando además como inhibidores enzimáticos y repelentes. Finalmente se encuentran los **alcaloides**, grupo al que pertenece la nicotina, caracterizados por poseer diversos efectos tóxicos [35].

Dentro del contexto de la investigación es muy importante resaltar que la principal ventaja de los bioplaguicidas frente a los plaguicidas químicos es su bajo impacto ambiental, debido a su rápida degradación, de la cual se deriva otro beneficio que es minimizar el riesgo de dejar rastro de sustancia en los alimentos. Otro beneficio que presentan es baja resistencia por parte de las plagas debido a que los bioplaguicidas, como extractos vegetales, son una mezcla de metabolitos secundarios, y hay poca probabilidad de que dos extractos vegetales sean siempre iguales, es decir, a pesar de que se trate de los mismos elementos (principios activos) estos no siempre estarán en las mismas concentraciones [36, 37].

En contraposición la principal desventaja de los bioplaguicidas frente a los convencionales es que generalmente su acción sobre las plagas no es rápida, su control biológico es bajo, y para mejorar la efectividad es necesario realizar aplicaciones constantemente ya que por su rápida degradación su efecto residual es corto. El mismo artículo cita a Bustamante (1999) quien dice que otra dificultad que presentan los bioplaguicidas son los estudios inadecuados o que no han tenido experiencias de campo, y por lo general se divulgan recomendaciones con solo datos de laboratorio, y cuando se ensayan en campo no dan los mismos resultados, esto se debe a las condiciones ambientales que cambian de un lugar a otro y por eso expresa que es sumamente necesario que se realicen investigaciones locales de campo. Todo esto genera apatía y desánimo en los agricultores para aceptar e implementar estas sustancias, sin embargo estas desventajas se compensan con las ventajas ya mencionadas y con la mayor seguridad que tienen los bioplaguicidas sobre la salud humana, la baja toxicidad y acumulación en el ambiente [36, 37].

Numerosos estudios han resaltado la increíble actividad de los bioplaguicidas; en Panamá, se estudió, el efecto larvicida del aceite esencial del fruto del Noni (*Morinda citrifolia*) sobre el mosquito *Aedes aegypti*, considerado el principal vector del dengue, y obtuvieron el 98% de mortalidad a una concentración de 205mg/L de aceite esencial señalando junto a otros autores al ácido octanoico como responsable del efecto tóxico del Noni en insectos [38].

Por otra parte, en México, se evaluó el efecto insecticida y repelente del extracto de chile habanero (*Capsicum chinense*) sobre adultos de *Bemisia tabaci* y hallaron que concentraciones mayores o iguales a 30% y 40% p/v tuvieron mayor efecto de mortalidad y repelencia, nombrando a los capsaicinoides responsables de la actividad biológica contra los insectos, y estos ya se están utilizando como sinergistas en la agricultura [31]; otro estudio realizado en Corea analizó aceites esenciales de albahaca y naranja como insecticidas para productos almacenados, contra los adultos del gorgojo del maíz (*Sitophilus zeamais*) y el gorgojo de la harina (*Tribolium castaneum*), donde ambos presentan toxicidad para los insectos pero el aceite de albahaca fue más efectivo con una

concentración letal media (CL₅₀) a las 24 horas de 0.014mg/cm³ frente a 0.106mg/cm³ del aceite de naranja [39].

En 2013 se realizó un estudio para tratar también al gorgojo de la harina demostró que la nanoemulsión de aceite de eucalipto resultó más efectiva junto al filtrado acuoso de kranaja y jatropa para combatir dicho insecto con una CL₅₀ a las 24h de 0.165mg/L, sin el filtro acuoso el valor de CL₅₀ se incrementa a 5.487mg/L, resultados que demuestran que la nanoemulsión de eucalipto puede ser recomendada para aplicaciones comerciales en el control de plagas de granos almacenados [40].

Actualmente estos nano-compuestos están siendo estudiados con gran interés, pues cuando las sustancias son transformadas en nano partículas pueden adquirir nuevas propiedades biológicas, en efecto han demostrado un alto índice que eficacia como controladores de plagas dado que son selectivos y de rápida acción, a pesar de lo anterior se sabe muy poco de cuál es su comportamiento real en el ambiente y los conocimientos actuales no aportan un estimativo fiable de sus beneficios o riesgos para la salud humana y la naturaleza. Es por ello que los autores siempre resaltan la necesidad de realizar estudios al respecto pues el uso de estas tecnologías va un paso más delante al de su normatividad [41, 42, 43].

En 2013 en Iraq se llevó a cabo un estudio a nivel de laboratorio para probar el efecto insecticida de tres extractos vegetales: eucalipto (*Eucalyptus camaldulensis*), adelfa (*Nerium oleander*) y mirto (*Myrtus communis*) en diferentes concentraciones para atacar el áfido *H. pruni*, tópico de este estudio, encontrado mayor porcentaje de mortalidad (92.6%) del áfido a 10% de concentración de eucalipto seguido del extracto de adelfa (44.4%). Se manifiesta así que es posible controlar la población de esta especie de áfidos mediante el uso de bioplaguicidas y no con plaguicidas químicos como comúnmente se hace [44].

Licor de fique: alternativa en reemplazo de plaguicidas

El extracto vegetal probado en este estudio como bioplaguicida, fue el licor procedente del procesamiento del fique. El fique, perteneciente al género *Furcraea* y a la familia *Agavaceae* (Ver Tabla 2), es una planta que crece en toda América tropical, con mayor presencia en la parte andina de países como Colombia y Venezuela [45]. Sus especies más representativas son fique (*Furcraea spp.*), piteira, pita, (*Furcraea foetida*), uña de águila (*Furcraea macrophyta Baker*) y cabuya (*Furcraea andina*). Se desarrolla en alturas de entre los 1000msnm y 2000msnm, a temperaturas entre los 17°C y 30°C. Un pH óptimo para su desarrollo está entre 5.5 y 6.5. Requiere una humedad del 70% y una precipitación anual de 1000mm [46].

Tabla 2. Clasificación taxonómica del fique

<i>Furcraea macrophyta</i> Baker	
Reino	<i>Plantae</i>
Phylum	Magnoliophyta
Clase	Liliopsida
Orden	Liliales
Familia	Agavaceae
Género	Furcraea
Epíteto Específico	macrophylla
Autor Epíteto Específico	Baker
Determinador	Killip, E. P.

Fuente: Colección Herbario Nacional Colombiano (2007)

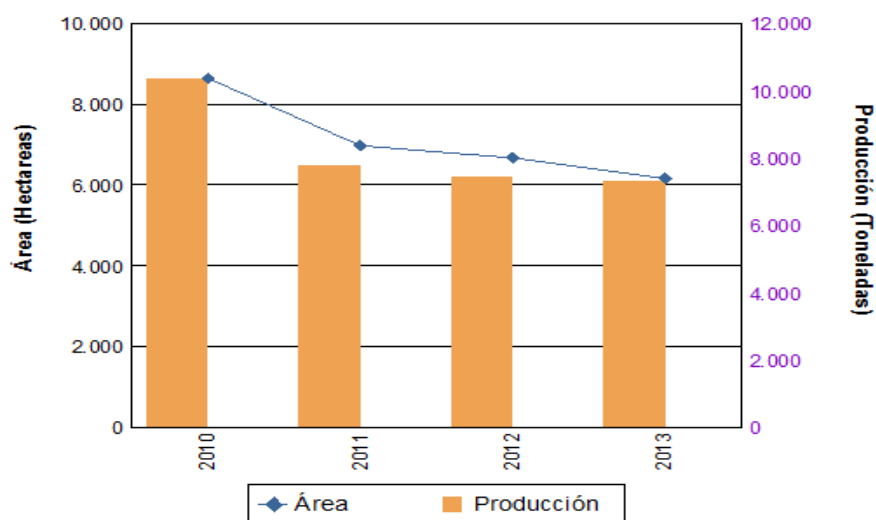
Alrededor del mundo existen diversas fibras usadas para funciones similares a las del fique, entre las cuales se encuentran el yute, sisal, el henequén, estando el fique en el último lugar de participación mundial con un 0.64% y siendo Colombia el principal productor con 24.000 mil toneladas al año que exporta en productos terminados. Los dos principales competidores del fique tanto a nivel nacional como mundial son el yute y el sisal. Sin embargo, el fique guarda la ventaja de no ser tan blanda, es decir se adapta para hacer empaques, aspecto que no puede hacerse con el yute y además de no ser tan rígida, apta para la fabricación de cordeles, lo que lo pone en ventaja frente al sisal, de lo cual se infiere que es una fibra versátil, que puede trabajarse para la fabricación de diferentes productos y no se limita a unos pocos [47].

A pesar de que hasta hace algunos años la demanda de fique se había reducido en un alto porcentaje, debido a la entrada de productos sintéticos en reemplazo de los elaborados en fibra de fique, en la actualidad se ha visto un incremento en su demanda, esto debido a la creciente preocupación acerca de los impactos que sobre el ambiente tienen los productos sintéticos y que con la recuperación en el uso del fique, al ser biodegradable se estaría no solo, evitando problemas ambientales sino también recuperando una actividad con un alto valor tradicional, sobretodo en un país como Colombia [48].

En Colombia, el fique es cultivado en 13 departamentos beneficiándose de esta actividad cerca de 70.000 familias, siendo el departamento del Cauca quien presenta el mayor porcentaje de producción con un 36,26% del total nacional [49]. Hacia el año 2013 la superficie total sembrada de fique fue de 15.145 ha (8 principales productores: Antioquia, Caldas, Cauca, Nariño, Santander, Boyacá, Norte de Santander y Risaralda), obteniéndose una producción de 18.326 toneladas métricas y un rendimiento de 1.210Kg/ha de acuerdo a cifras del Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural [50].

En el departamento del Cauca, la cadena productiva del fique se centra particularmente en la fabricación de sacos, artesanías, cordeles y biomantos, donde 12.000 familias campesinas e indígenas se benefician de esta labor, ejerciendo tareas como la siembra, cultivo y beneficio de las pencas del fique, además se ocupan del desfibrado, para finalmente entregar la materia prima a los centros de acopio de cada municipio para ser comercializada. En Popayán, la empresa que se encarga de la compra de la fibra es Empaques del Cauca, quien recibe bloques de 50kg que posteriormente son transformados en biomantos, cordeles y sacos. Ahora, frente a la producción del departamento, de acuerdo a cifras dadas por el Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural, el Cauca contó con una superficie de siembra, para el año 2013, de 6.159 ha, y una producción total de 7.338 toneladas métricas (ver Figura 3). Por otra parte, la zonas donde se concentra la labor de siembra, cultivo y beneficio del fique es en la zona centro y nororiental del departamento, donde además las mujeres elaboran artesanías y tejidos propios de cada región [48].

Figura 3. Área cosechada y producción de fique en el Cauca



Fuente: <http://www.agronet.gov.co/www/htm3b/ReportesAjax/VerReporte.aspx>

La cadena de extracción del fique, inicia con el corte de las hojas, los cuales se hacen generalmente 3 veces al año, donde la cantidad de hojas para alimentar una desfibradora, instrumento usado para la extracción del fique, esta entre 2500 y 4000 hojas diariamente. Posteriormente las hojas, son llevadas a las desfibradoras, por donde deben pasar dentro de las 24 horas después de haber sido cortadas, debido a que si se supera ese tiempo, las fibras perderán calidad, al adherirse materia orgánica a las mismas; en este proceso un alto porcentaje de la hoja pasa a ser residuos (96%) y el porcentaje restante será la fibra como tal. La siguiente etapa es el lavado, donde la fibra debe ser sumergida en tanques de agua durante 1 día, para posteriormente ser lavada con agua limpia y esparcida para permitir su

secado [45, 51]. La etapa de lavado es la etapa que más riesgo de contaminación representa, dado que en la mayoría de las ocasiones los extractores del fique una vez han lavado la fibra, vierten las aguas de lavado a los cuerpos de agua, y debido a que el fique tienen un alto contenido de materia orgánica, al ir directamente a los cuerpos de agua y al descomponerse, habrá una alta demanda de oxígeno, alcanzando valores de DQO superiores a 1000mg/L, influyendo directamente en la calidad de dicho afluente [45].

Las hojas de fique poseen 4 componentes en su estructura física: fibra, jugo, estopa y bagazo cuyos usos se describen en la Tabla 3. [14]

Tabla 3. Estructura física de la hoja de fique (*Furcraea macrophyta Baker*)

Componente	Porcentaje en la hoja	Porcentaje útil	Uso
Fibra	5	4	Industria textil, empaques
Jugo	70	40	Extracción de esteroides
Estopa	8	3	Pulpa de papel
bagazo	17	10	Material de construcción, abonos

Fuente: Arroyave & Velázquez, 2001

Tabla 4. Composición química del licor de fique (*Furcraea macrophyta Baker*)

Parámetro	Valor/Porcentaje
Densidad	1.02mg/L
pH	4-5
Humedad	85%
Celulosa	6%
Materia orgánica (sacarosa, proteínas, nitrógeno, fósforo, potasio, calcio, saponinas)	8%
Minerales	1%

Fuente: Arroyave & Velázquez, 2001

Algo importante a destacar, después de observar la composición química del licor (Tabla 4) es que la parte orgánica, corresponde a un porcentaje representativo si es comparado con la celulosa y la fracción mineral, característica que hace que licor represente un problema a nivel ambiental, debido a que generalmente este licor desemboca en cuerpos de agua, sin previo tratamiento, ocasionando contaminación debido al agotamiento del oxígeno para la descomposición de esta materia orgánica.

Otro aspecto relevante acerca del jugo de fique, es que solo es superado en toxicidad por el insecticida clorpirifos y que solamente se necesita de 1mg/L de este licor para producir la muerte a la mitad de alevinos de trucha arcoíris y de 3 mg/L para que muera la totalidad de los peces expuestos a este licor. Ahora, en cuanto a los residuos generados al final de proceso de aprovechamiento de la fibra de fique se encuentran el bagazo, la pulpa y los

jugos, a partir de los cuales se ha encontrado la posibilidad de obtener celulosas (enzimas), etanol y bioplaguicidas [14].

Entre la materia orgánica, de la cual está compuesto el licor de fique, se encuentran las denominadas saponinas, que provienen del latín “*sapo*” que significa jabón, denominadas así porque al ser agitadas son capaces de producir espuma, característica que las hace similares a los componentes a partir de los cuales se produce el jabón, además de poseer características detergentes y tensoactivas [52]. Las saponinas son conocidas también por ser metabolitos secundarios, lo cual implica, que actúen en las interacciones ecológicas entre la planta y el ambiente al atraer polinizadores y actuar como agentes alelopáticos [53].

Las saponinas pertenecen a los glucósidos, conocidas también por formar parte de la defensa de las plantas ante diversas plagas, aspecto que se debe a un tipo específico de saponinas, las glicoalcaloides, caracterizadas por ser tóxicas especialmente en insectos y microorganismos. El modo de acción de este glucósido, se basa en la inhibición del crecimiento de insectos y en algunos casos en varias especies de hongos. De acuerdo a estudios realizados, relacionados con la interacción entre plantas y microorganismos (plagas), se encontró que las saponinas con mayor potencial de ser asociadas con su función como defensas ante el ataque de plagas especialmente de especies de hongos, son la *tomatina*, (en el tomate), la *chaconina* y *solanina* (en el cultivo de papa) y la *avenacina A-1* (en el cultivo de avena), constituyendo sustancias importantes para el mantenimiento de los diversos cultivos [54].

Respecto a la comprobación de la presencia de saponinas, existen diversos métodos que difieren en su nivel de complejidad en el momento de la experimentación. Además también debe tenerse en cuenta, que al ser esta una sustancia polar los medios líquidos más comunes para su extracción son el agua y los alcoholes de bajo peso molecular (metanol, etanol, butanol y mezclas de estos con agua a diferentes proporciones). El primero de los métodos para la extracción de saponinas, se le denomina la Prueba de la espuma, la cual consiste en tomar una muestra para análisis y someterla a agitación vigorosa. Después de una hora se mide el nivel de la espuma, concluyendo así la presencia de saponinas. El segundo método es el de la hemólisis, que consiste en inocular, el extracto que contiene saponinas, en una caja de Petri con agar sangre, obteniéndose al final de la prueba un halo de hemólisis que confirma la presencia de saponinas. Finalmente se encuentra el método conocido como el índice del pescado, que confirma la presencia de saponinas mediante la observación de su toxicidad sobre peces. Por otra parte, existen métodos un poco más complejos pero con un mayor grado de confiabilidad, para verificar la presencia de saponinas. La cromatografía en capa fina (CCF) constituye el método más utilizado. El procedimiento se basa en el uso de reactivos reveladores que al formar productos coloreados permiten la identificación de las saponinas y además a que tipo estas pertenecen [55].

Desde hace algunos años, se han venido realizando una serie de estudios acerca de la viabilidad del uso de los residuos del procesamiento de la fibra de fique, encontrándose resultados satisfactorios. Uno de estos estudios se realizó utilizando el licor de fique como controlador de plagas en un cultivo de repollo, mostrando su efectividad para todas las plagas evaluadas (palomilla, mariposa blanca y dos especies de áfidos), siendo además eficaz para una especie de hongo que evitaba en la planta la absorción de luz solar, necesaria para la fotosíntesis del cultivo [6].

Otro de los cultivos en los cuales ha sido evaluado el licor de fique es la papa, donde se usó como biofungicida para contrarrestar el efecto del hongo *Phytophthora infestans*, especie que produce una enfermedad en la papa a la que comúnmente se le denomina gota. Los resultados obtenidos en este ensayo, concluyeron que el fungicida producido a partir del licor resultaba efectivo para prevenir la aparición de este hongo en la papa, recomendado una concentración del licor de fique de cerca de 11,25%, adjudicando estas propiedades fungicidas a sustancias como las saponinas, flavonoides y alcaloides presentes en el licor [8].

Resultados similares a los ya descritos, fueron posibles gracias a trabajos realizados por la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Nacional, donde evaluaron a escala de laboratorio y en invernadero, la acción plaguicida del licor de fique, sobre 4 plagas (*Frankliniella occidentales Pergande*, *Trialeurodes vaporariorum Weswood*, *Liriomyza trifolii Burgess* y *Myzus persicae Sulzer*) que estaban afectando un cultivo de flores, encontrando que el licor tenía una acción repelente sobre dos de las cuatro plagas evaluadas (*Liriomyza trifolii* y *Trialeurodes vaporariorum*). Durante este estudio se usaron dos concentraciones distintas del licor (7%, 3.5%) y se concluyó que a nivel de laboratorio todas las concentraciones tenían actividad insecticida sobre las plagas. Por otra parte, a escala invernadero los resultados fueron muy similares a lo ocurrido en el laboratorio, con la diferencia de que no fue muy eficiente para una de las plagas evaluadas, atribuyéndose el poder insecticida a que el licor en su máxima concentración posee efectos antialimentarios y ataca a las plagas en sus estados inmaduros [14].

Todos los trabajos mencionados anteriormente coinciden en su mayoría en que esta acción plaguicida del licor, se debe a las saponinas, siendo posiblemente el principio activo que hace que el licor ejerza una acción repelente sobre los insectos y los mantenga alejados de las plantas, por lo que con la presente investigación se buscaba precisamente evaluar si al igual que en otras investigaciones ya citadas, el licor podría controlar al áfido que viene afectando a un cultivo de *P. australis*, sin embargo antes de mostrar los resultados obtenidos se hace necesario, conocer algunas particularidades de este áfido.

***Hyalopterus Pruni*: áfido de difícil manejo**

De los áfidos se conocen en el mundo cerca de 4400 especies, de las cuales unas 300 son de importancia agrícola por corresponder a plagas en los cultivos. En 2012 un estudio muestra que alrededor de doce países entre Europa y Asia reportan la presencia de poblaciones de áfidos establecidos en *P. australis* exhibiendo a la planta como mayor reservorio de estos insectos en humedales naturales o construidos [56, 57].

La clasificación taxonómica del áfido sometido a control se puede ver en la Tabla 5.

Tabla 5. Clasificación Taxonómica del *H. pruni*

<i>Hyalopterus pruni</i>	
Clase	<i>Insecta</i>
Orden	<i>Hemiptera</i>
Suborden	<i>Sternorrhyncha</i>
Familia	<i>Aphididae</i>
Genero	<i>Hyalopterus</i>

Fuente: http://www.discoverlife.org/mp/20q?guide=Groups_Insecta

El áfido *Hyalopterus pruni*, comúnmente conocido como pulgón harinoso, pertenece al orden *Hemiptera* y a la familia *Aphididae*. Un adulto puede llegar a tener entre 2 y 3mm, generalmente son de color verde y otros marrones [58]. Poseen antenas que miden entre 0.5 y 0.75 veces su cuerpo y están cubiertos de una harina de cera. Respecto a su ciclo de vida, este posee dos hospederos, el primero de ellos son las especies de *Prunus*, especie a la que pertenecen los melocotones, ciruelas y almendras, donde habita durante el invierno y durante el verano su anfitrión es el *P. australis* o plantas similares a ellas (*Arundo donax*). Sin embargo hay evidencia de que muchos de ellos se quedan en una sola de las especies mencionadas, durante todo el año [59].

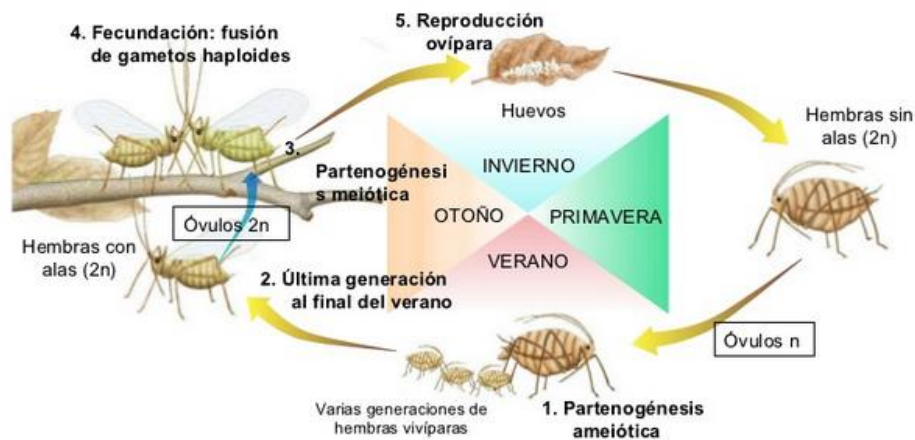
Figura 4. *H.Pruni* en *P. australis*



Fuente: Elaboración propia

El ciclo biológico de los áfidos (Figura 5) inicia con en el estadio de huevos fecundados durante la temporada de invierno. Posteriormente en el inicio de la primavera, nacen las hembras fundadoras sin alas (ápteras). Durante el verano las hembras fundadoras originan hembras partenogenéticas ápteras o aladas y además vivíparas, denominas fundatrigenias. Ya en el inicio del otoño, las fundatrigenias aladas dan lugar al nacimiento de las hembras sexúparas, hembras partenogenéticas que más tarde darán vida a los sexuales, correspondiendo a este grupo los machos y hembras de áfidos ovíparos, capaces de reproducirse sexualmente, dando origen una vez más al ciclo en invierno [56, 60].

Figura 5. Ciclo partenogenético de los áfidos



Fuente: http://images.slideplayer.es/10/2747319/slides/slide_30.jpg

La forma de reproducción de estos insectos, puede ser sexual o mediante partenogénesis, entendiéndose esta última como un tipo de reproducción que se da a partir de huevos o células femeninas no fecundadas. Esta adaptación puede presentar variación en la ocurrencia durante el ciclo de vida de los áfido así como también variaciones en el sexo de los nuevos insectos, considerándose que si solamente se producen machos se denomina arrenotoca, si solamente se producen hembras se denomina telitoca y finalmente cuando se producen ambos sexos, deuterotoca [61].

La familia (*Aphididae*) a la cual pertenece el áfido (*H. pruni*) que se está estudiando posee una partenogénesis deuterotoca. Todas estas formas de reproducción hacen de los áfidos una especie bastante persistente y difícil de controlar, pues se conoce que cada hembra puede tener entre 50 y 100 hijos, sumando a ello que un recién nacido solo necesita una semana para ser adulto y poder de esa manera iniciar su ciclo de reproducción para dar origen a 5 hijos cada día por hasta 30 días [62].

Mediante la reproducción sexual se permite que exista variabilidad en los áfidos, espacio en el cual la selección natural y la evolución podrán actuar para permitir que la especie permanezca y se adapte. Mediante reproducción sexual se da origen a las hembras fundadoras, las cuales mediante partenogénesis dan vida a otros áfidos idénticos genéticamente a ellas, mecanismo denominado reproducción clonal, permitiendo así una fácil invasión de las plantas en las cuales se alojan. Por otra parte, estudios han determinado que la alternancia de generaciones sexuales y asexuales que se da en los áfidos está seriamente influenciada por factores ambientales, debido a que se ha encontrado que se presenta con mayor frecuencia en climas templados que si están hacia los polos o el ecuador [63].

Para el control de plagas, entendiéndose por control a todo agente o sistema que evita o disminuye la proliferación de las plagas en un área determinada, existen dos metodologías. La primera de estas metodologías la constituye el control natural, el cual se basa conjugar ciertos factores para regular las poblaciones de plagas. Dentro de estos factores están comprendidos los factores abióticos (frio, calor, humedad, viento, lluvia) y los factores bióticos, este último conformado por los enemigos naturales de las plagas o sus depredadores. La segunda metodología es el control ejercido artificialmente, es decir las estrategias adoptadas por el hombre para mantener controladas a las plagas [64].

El control físico, químico y biológico, son los tipos de control más comúnmente adoptados por el hombre para mantener alejadas a las plagas de sus cultivos. Dentro de las estrategias usadas en el control físico se encuentra el uso de trampas, mallas electrificadas, el uso de la temperatura, radiaciones y sonidos/ultrasonidos. El control de tipo químico está orientado hacia el uso de sustancias que como su nombre lo indica son químicas encontrándose en este grupo los insecticidas, nematocidas, fungicidas, etc., los cuales tienen una alta eficacia pero su uso también supone una serie de precauciones y cuidados para evitar impacto sobre otras especies tanto animales como vegetales. Finalmente, el control biológico, centra su atención en el uso de enemigos naturales de las plagas en cuestión, usando para ello depredadores, patógenos o parasitoides, logrando mantener a las plagas en niveles que no representen impacto sobre la calidad de los cultivos [64].

Respecto a los enemigos naturales o depredadores de los áfidos, se tiene que uno de los más importantes es la avispa *Aphidius transcaspicus*, conocida como Praon, perteneciente a la subfamilia *Aphidiinae*, las cuales usan al áfido como huésped, produciéndoles la muerte y de las que se tiene conocimiento que superan las 500 especies en todo el mundo [65]. Otras especies caracterizadas por ser predadores naturales del *H. pruni* son el *Ephedrus plagiator*, *Aphidius transcaspicus*, *Harmonia axyridis*, esta última comúnmente llamada mariquita y *Aphidius colemani*, sin embargo, estos predadores parecen no controlar adecuadamente a

los áfidos, por lo que se deben buscar estrategias eficientes para su control, todo ello debido a la rápida tasa de reproducción de estos insectos [59].

En un estudio realizado en Túnez, en el año 2013, se evaluó el potencial como controladores biológicos de un grupo de enemigos naturales del *H. Pruni*. Se estudiaron insectos como el *Episyrphus balteatus*, comúnmente conocido como mosca cernidora (ver Figura 7), la *Chrysoperla carnea*, conocida como crisopa, 2 especies de mariquitas (*Hippodamia variegata*, *Coccinella algerica*) y la avispa praon, siendo esta última quien se destacó como potencial controlador biológico de *H. pruni*, por lo que recomiendan realizar estudios biológicos a este insecto y aprovecharlo en beneficio de los cultivos a los cuales este áfido ataca, reduciendo así el uso de plaguicidas [66].

Por otra parte, respecto a características específicas de los enemigos naturales de *H.pruni*, se encontró, que la mosca cernidora durante su periodo de reproducción pone sus huevos junto a las colonias de los áfidos, para que una vez nazcan las larvas, estas se alimenten exclusivamente de los áfidos, esto debido a que las larvas son incapaces de moverse a largas distancias en busca de alimento. Estudios específicos desarrollados en la Universidad de Liege (Bélgica) indican que esta mosca se ve atraída hacia los áfidos por la sustancia azucarada que estos excretan (Ver figura 6), es decir esta sustancia estimula la ovoposición de las hembras, aportando además nutrientes y ácidos orgánicos a su alimentación [67].

Figura 6. Sustancia azucarada excretada por los áfidos



Fuente: Elaboración propia

Figura 7. Mosca cernidora (*Episyrphus balteatus*)



Fuente: <http://www.johnsbooks.org/blog>

Respecto a la crisopa, se caracteriza por ser un voraz depredador. Posee tres estados larvarios en los cuales se alimenta principalmente de áfidos, destacando que durante su tercer estadio, depreda el 80% de todas las presas que ingiere a lo largo de todo su ciclo biológico. Esta además se adapta fácilmente a los cambios del clima, depredando en un rango de temperaturas de entre 12°C y 35°C [68].

Los áfidos están catalogados dentro de las plagas conocidas como chupadoras de savia. Se les denomina así porque tienen un aparato bucal con una estructura en forma de estilete, que es la que perfora la hoja hasta llegar a los tubos que conducen el floema de la planta, para finalmente succionar la savia, produciendo clorosis, es decir disminución de clorofila, aunado a ello se produce el amarillamiento y pérdida de hojas en casos extremos. Además, este áfido secreta una sustancia azucarada que cae en la hojas inferiores, situación que es aprovechada por un hongo conocido como *fumagida*, el cual invade las hojas tornándolas de una coloración oscura e impidiendo que la planta realice su fotosíntesis, fundamental para su supervivencia, impidiendo además que los estomas funcionen adecuadamente produciendo problemas en la respiración de la planta. [56, 59, 60]

El ataque de los áfidos generalmente se da en las plantas más jóvenes, ubicándose estos en el envés de las hojas para posteriormente migrar al haz y así mismo al tallo y a las hojas superiores. La complejidad del ataque depende de la cantidad de áfidos, lo cual significa que a mayor número de áfidos mayores serán las consecuencias, que se podrán evidenciar en disminución de la producción de la planta. Además de lo anteriormente descrito, los áfidos producen un problema adicional debido a que estos insectos son portadores de virus, que son transmitidos durante el paso de los áfidos en las diversas plantas que invade [56, 59 y 60].

Uno de los virus de los que estos áfidos son portadores es el *Plum vox*, virus conocido como la viruela del ciruelo, que ataca a las plantas de la especie *Prunus cerasifera*, comúnmente conocida como ciruelo y que dada la importancia que estos frutos tienen para las economías de países productores, ha despertado el interés frente a la búsqueda de posibles tratamientos para erradicar estos áfidos o por lo menos mantenerlos controlados para evitar dichas consecuencias [69].

Control químico de áfidos

Para el control de los áfidos, generalmente se usan los insecticidas químicos, los cuales han sido evaluados en su efectividad mediante diversos estudios. Uno de esos estudios fue realizado entre 2010 y 2011 donde se usaron 5 insecticidas químicos (Acetamiprid, Flonicamid, Imidacloprid, Pimetrozina y Pirimicarb) para controlar a una población de pulgones que venía atacando a un árbol frutal. Los resultados obtenidos en este estudio, demuestran que la mortalidad de los pulgones fue de un 95% al usar 3 de los insecticidas (Imidacloprid, Flonicamid y Acetamiprid) siendo los insecticidas restantes menos eficientes para su control (Pirimicarb y Pimetrozina). Respecto a la clasificación de estos insecticidas, dos de ellos pertenecen a los nicotinoides y los demás se clasifican dentro de los carbamatos, piridinas y pirinocarboxamidas [70].

Del grupo de insecticidas, antes mencionado se destacan los nicotinoides, insecticidas derivados de la nicotina, de amplio espectro y neurotóxicos, que en la actualidad están siendo estudiados, debido a que hay evidencia de acuerdo a investigaciones realizadas de manera conjunta entre la Universidad de Dundee y St Andrews (Escocia), que este insecticida está afectando seriamente a las colonias de abejas cercanas a lugares donde se realizan las fumigaciones, viéndose repercusiones en su ciclo de vida y en las funciones que estas realizan dentro de los ecosistemas, por lo que ya existen países destacándose los pertenecientes a la Unión Europea, donde se están realizando gran parte de los estudios, que han empezado una búsqueda por restringir el uso de estas sustancias para evitar impactos en el ambiente [71, 72].

Otras sustancias que representan un alto impacto a nivel ambiental y que son ampliamente usados como plaguicidas, son los compuestos organoclorados y los organofosforados. Como su nombre los indica, los primeros, contienen en su estructura al cloro y se caracterizan por poseer una baja presión de vapor y alta estabilidad fisicoquímica, características que los catalogan como persistentes en el ambiente, que suelen acumularse en el tejido adiposo de los organismos así como también en el suelo y en las aguas subterráneas. Algunos de los plaguicidas que pertenecen a este grupo son el aldrin, endrín, lindano y el Dicloro Difenil Tricloroetano (DDT), siendo este último el más común de los organoclorados, por poseer alta eficiencia, bajo costo y ser de fácil aplicación. Sin embargo y debido a estudios realizados por la Organización Mundial de la Salud, este ha sido clasificado como altamente tóxico para la salud y el ambiente, y ha sido prohibida su producción y distribución en la mayoría de los países incluido Colombia, al no ser biodegradable y permanecer durante largos periodos en el ambiente sin disminuir ni suprimir su toxicidad [73]. Los organoclorados pueden afectar seriamente la salud humana, al entrar en contacto con estos a través de las vías respiratorias, dermis o mediante la digestión. Dentro de las patologías más conocidas producidas por estos compuestos químicos se encuentran las convulsiones, anoxia, edema pulmonar, anemia hemolítica y distintas clases de dermatitis, los cuales hacen de estos insecticidas sustancias de alto riesgo para la salud no solo de quien las manipula sino también para quienes de manera indirecta entran en contacto con estas sustancias [74].

Por otra parte, los organofosforados poseen en su estructura al fósforo, y son conocidos por ser altamente tóxicos, pero se diferencian de los organoclorados en que estos si pueden ser degradados química o biológicamente mediante hidrólisis en plantas, sin embargo hay que tener en cuenta que si el compuesto tiene dentro de su estructura al grupo tioeter oxidado, la degradación dependerá de factores externos como el método de aplicación, el estado de desarrollo del cultivo, el clima, etc. Acerca de la persistencia, que ha sido evaluada, se ha encontrado que son poco persistentes limitando su poder como plaguicida a 4 semanas, lo cual no quiere decir que deje de constituir peligro en su aplicación, por lo que se deben

tomar todas las medidas tendientes a limitar el uso de este tipo de sustancias para evitar daños sobre organismos altamente sensibles a este tipo de compuestos. Respecto a los impactos sobre la salud humana se ha encontrado que pueden ingresar fácilmente mediante la inhalación de vapores o polvos, por absorción gastrointestinal o incluso por vía dermal ocasionando diversas patologías como edema pulmonar, dolor abdominal, cefaleas, hipertensión arterial, ansiedad y vértigo [75].

Humedales construidos: alternativa viable para depuración de aguas residuales

Los humedales naturales y más aún los construidos constituyen en la actualidad un método viable y efectivo para el tratamiento de efluentes provenientes de diversas industrias, cuyo funcionamiento depende, entre otros factores, de las especies vegetales presentes. La función de estas especies al interior de los humedales, es la de absorber contaminantes de las aguas residuales y permitir a la salida del humedal un efluente con mejor calidad [76]. Una especie ampliamente utilizada dentro de los humedales es el carrizo (*P. australis*), cuyo uso resulta altamente efectivo, pues propicia las condiciones necesarias para la remoción de materia orgánica y transformación de sustancias complejas a otras más simples. El cultivo de *P. australis*, más conocido como carrizo, es una planta perteneciente a la familia *Poaceae*, que generalmente suele encontrarse en los bordes de lagunas y humedales, cumpliendo importantes funciones dentro de los cuerpos de agua, al contribuir con la filtración de muchos de los contaminantes que por actividades antrópicas descienden a estas fuentes, caracterizándose además por ser una indicadora de suelos ricos en nitrógeno, además de aportar oxígeno a los cuerpos de agua gracias a la presencia de rizomas en sus raíces y por su facilidad para invadir terrenos con abundante humedad [5].

Phragmites australis: **gramínea comúnmente usada en humedales construidos**

La especie *P. australis*, tiene gran importancia dentro de los humedales construidos y por supuesto en los naturales, donde es capaz de absorber sustancias contaminantes, como metales pesados. Es así como esta planta es capaz de tolerar concentraciones de hasta 1mg/ml de Zn y 10mg/ml de Pb en aguas contaminadas con metales pesados, concentrándose la mayor parte de estos metales en el tallo de la planta. Se puede afirmar de acuerdo a investigaciones, que los mecanismos de depuración que usan este tipo de especies se basa en una asociación que se da entre los metales pesados y los aminoácidos de las plantas, que les permite mantenerlos almacenados en sus estructuras y con ello mantener el agua libre de estos metales y por otra parte, se ha llegado a afirmar también que puede darse por la presencia de microorganismos en las raíces de esta especie, que facilitan

los procesos de absorción por parte de la planta. Sin embargo, hay que tener en cuenta, que estas plantas una vez hayan cumplido su ciclo de vida deben ser tratadas con el cuidado requerido, dado que poseen concentraciones de ciertos metales que de ser depositados en el suelo o agua, podrían volver a contaminar, algo que no es deseado [77].

Otros aspectos a destacar acerca de los humedales construidos, es que son tecnologías naturales para la depuración de aguas residuales, muy empleadas en los países en vía de desarrollo por su buena eficiencia de remoción, bajo costo de construcción y operación y de fácil mantenimiento, especialmente los humedales de flujo subsuperficial, donde el líquido fluye debajo de la superficie del sustrato y la lámina de agua es imperceptible, cuya ventaja es que no generan olores y disminuyen la presencia de vectores y el contacto del agua residual con el ser humano. Los humedales por medio de procesos físicos, químicos y biológicos mejoran la calidad del agua residual que fluye a través de ellos. Entre sus componentes se encuentra: el agua residual (ecosistema acuático), el sustrato (grava generalmente), vegetación, microorganismos y animales. La vegetación desempeña un importante rol en la depuración de contaminantes pues genera procesos de fitoextracción, fitoestabilización, transpiración y rizofiltración ya que sus raíces se introducen profundamente en el sustrato y proporcionan oxígeno al medio. La diversidad de microorganismos que se desarrollan se adhiere a las raíces y al sustrato formando lo que se conoce como biopelícula y por su acción metabólica degradan los contaminantes pues los usan como fuente de carbono o energía. El sustrato (grava) ayuda en la remoción de la contaminación al filtrar por adsorción las impurezas [78, 79].

El *Phragmites australis*, planta que se usó en esta investigación, muestra una distribución cosmopolita encontrándose en todos los continentes, es la más generalizada en los humedales construidos reportando altos niveles de remoción de sólidos suspendidos, demanda química de oxígeno (DQO) y parásitos como antes se había mencionado. Estudios reportan que esta planta tiene amplia tolerancia a diferentes parámetros de contaminación a saber 500mgO₂/L de DBO₅, 60mg/L de N total, 14mg/L de fósforo entre otros [80, 81].

Ahora, respecto a las variables que se han encontrado, pueden llegar a afectar la eficiencia de remoción de estas especies de plantas, están la temperatura, la exposición a la luz, la carga hidráulica y la velocidad de flujo para el caso de humedales construidos. Otro de los factores que influyen en el funcionamiento adecuado de estas plantas en un humedal, es el pH del suelo o lecho, el cual de no ser el óptimo, podría disminuir la eficiencia de remoción de ciertos metales pesados [77].

Prueba de clorofila: clorosis

Respecto a las pruebas practicadas en esta investigación, entre ellas la prueba de clorofila, se destaca un tipo de clorofila conocido como la *clorofila a* que es un pigmento

directamente relacionado con la transformación de la energía lumínica en química y además un segundo tipo conocido como *clorofila b* y un grupo de pigmentos denominado *carotenoides*. Estos últimos tipos de pigmentos absorben luz a diferentes longitudes de onda contrastado con la *clorofila a* que absorbe una determinada y limitada longitud, con lo cual estos actúan en la transferencia de energía a la *clorofila a* al extender el rango de absorción de luz y ayudando de este modo a la fotosíntesis [82]. Para la obtención de la clorofila total se usó de la Formula de Arnon, en la cual se tiene en cuenta dos longitudes de onda de 663nm y 645nm para la *clorofila a* y *b* respectivamente, longitudes en las cuales estos dos pigmentos absorben fotones de luz en la región de espectro azul y rojo [83].

Para el desarrollo de esta investigación, se realizaron pruebas, usando diversas concentraciones de licor de fique, concentraciones que fueron aplicadas a las plantas mencionadas, cultivadas en humedales construidos abastecidos con las aguas provenientes de la laguna ubicada en la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad del Cauca, donde se pretendió estudiar el posible efecto de este licor y se concluyó sobre su potencial uso como plaguicida en esta especie, dado que este áfido viene afectando seriamente a las plantas de *P. australis* presentes en el humedal que hace parte de la planta de tratamiento de esta Facultad, lo que se constituyó en una de las principales razones para haber llevado a cabo este estudio.

VI. MATERIALES Y MÉTODOS

La presente investigación se llevó a cabo en la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad del Cauca, situada en la vereda Las Guacas, al norte de la Ciudad. En esta zona se instalaron 7 humedales construidos (Ver Figura 8) que se adaptaron a partir de recipientes plásticos con un volumen aproximado de 60L (dimensiones: largo 53cm, ancho 41cm, altura de la lámina de agua 21cm, altura de la grava 29cm), a los cuales se les adaptó un sistema por goteo y se les asignó un rotulo a cada uno (1A, 1B, 2A ,2B ,3A ,3B, Control), para su identificación y facilitar la recopilación de datos. Dado que los objetivos de la investigación se centran específicamente en estudiar el potencial bioplaguicida del extracto de fique para controlar la plaga de áfidos en *P. australis*, los humedales solo cumplen la función de medio de soporte para las plantas, por lo anterior se prescinde del estudio hidráulico de los mismos.

La adaptación de las plantas se inició en el periodo comprendido entre Octubre de 2014 y Enero de 2015 y la recolección de datos se llevó a cabo desde la mitad del mes de Febrero hasta mediados del mes de mayo del año 2015.

Figura 8. Montaje instalado



Figura 9. Laguna de abastecimiento de los humedales



El agua para el suministro de los humedales fue traída de la laguna ubicada en el mismo sitio del montaje (Ver Figura 9). El abastecimiento de los humedales piloto se hizo día por medio. Esta laguna recibe las aguas proveniente del humedal después de que el agua ha pasado por tratamiento preliminar (la cámara de acceso y la cámara trampa de grasa), un tratamiento primario (el tanque de homogeneización y el tanque séptico), un tratamiento secundario (el filtro percolador, reactor de aireación extendida y el humedal de flujo subsuperficial sembrado con *P.australis*) y finalmente un tratamiento terciario (la laguna de maduración)² además de las aguas lluvias.

El licor de fique fue extraído a partir de plantas pertenecientes a la especie ña de águila (*Furcraea macrophyta Baker*) referenciada en el listado del Herbario Nacional Colombiano (Código de Barras COL000174392); cultivo presente en la Vereda Claridad (Figura 10), especie caracterizada por poseer espinas curvadas en los bordes y un agujijón pequeño en las puntas de las hojas, lo que facilitó su identificación, [14]. El licor fue extraído de manera manual (véase Figuras 11, 12 y 13), es decir se fraccionaron las hojas de fique previamente lavadas y se pasaron por un molino, posteriormente el líquido obtenido fue filtrado con el fin de obtener un licor libre de partículas y sustancias sobrenadantes. Después de filtrado, el licor fue preparado de acuerdo al nivel de concentración deseado usando como medio de dilución agua destilada (10% V/V, 20% V/V, 30% V/V) y se mantuvo a una temperatura de 4°C para evitar su fermentación.

²Manual de procedimientos de operación y mantenimiento de la P.T.A.R. Facultad de Ciencias Agropecuarias. Universidad del Cauca. 2013

Figura 10. Planta de Fique



Figura 11. Molienda del fique



Figura 12. Extracción del licor de fique



Figura 13. Licor de fique



Para la aplicación de las tres concentraciones y la evaluación cualitativa, se dispuso de 7 humedales contruidos con 6 plantas cada unidad (humedal), un lecho de grava y un sistema por goteo de ARD, manteniéndose la lámina de agua a 21cm. En el trabajo experimental se dispuso de un humedal control al cual no le fue aplicada ninguna dosis de licor de fique (0% licor). Los otros tratamientos (10%, 20%, 30%) se hicieron por

duplicado (A y B), esto con el fin de tener un soporte de datos frente a cualquier eventualidad (daños estructurales o muerte de las plantas).

El tiempo de adaptación de las plantas a los humedales fue de tres meses, tiempo en el cual no se les aplicó ningún tratamiento pero ya se notaba la invasión de los áfidos en algunas hojas (Ver anexo A, datos Semana 1). La frecuencia de aplicación del licor de fique fue de dos veces por semana durante un lapso de 12 semanas, sobre el haz y envés de las hojas usando una bomba de aspersión, aplicándose a todas las plantas (Figura 14, 16).

Para la evaluación de parámetros cualitativos, se les midió a las 6 plantas de cada humedal, la altura, diámetro del tallo, número total de hojas, número de hojas con presencia de áfidos y número de hojas amarillas (Figura 15, 17), datos que se recolectaron en una planilla y que además fueron procesados e interpretados.

Figura 14. Aplicación del licor de fique sobre las plantas de *Phragmites Australis*



Figura 15. Hojas afectadas por el áfido



Figura 16. Áfidos una vez fue aplicado el licor



Figura 17. Evaluación cualitativa



Otros parámetros evaluados en el agua de suministro fueron la DQO, pH, temperatura y clorofila a las hojas. Esta última se efectuó con el fin de evaluar cuál fue la afectación del áfido sobre la fotosíntesis de las plantas, eligiendo las hojas al azar. Estas pruebas se hicieron cada 15 días.

Figura 18. Recolección de las muestras de los humedales



Figura 19. Muestras rotuladas y preservadas para ser analizadas



Respecto a la DQO, esta prueba fue realizada cada 15 días en laboratorios asociados a la Universidad de Antioquia, para lo cual las muestras debieron ser recolectadas, rotuladas y enviadas, debidamente preservadas (Figura 18, 19). El objetivo principal de realizar esta prueba, era el de obtener un resultado de remoción que evidenciara si de algún modo al aplicar el licor de fique se veía afectada la eficiencia de depuración de los humedales, es decir si al combatir los áfidos, la DQO mostraba algún cambio a lo largo de todo el proceso investigativo, con lo que se esperaba obtener otro parámetro que respaldará la efectividad del licor de fique como controlador del pulgón harinoso.

Para obtener los datos de la clorofila, se realizó quincenalmente un procedimiento en el cual se tomaba de cada humedal 2 hojas y se llevaban al laboratorio donde primero eran pesadas y posteriormente se maceraban, en un medio líquido compuesto por 12 mL de acetona (solvente para extracción de clorofila) y 3 mL de agua destilada. Una vez maceradas, se pasaba el líquido resultante a través de la bomba de vacío para evitar que residuos de las hojas pudieran quedar e interferir en la lectura de absorbancia. Para dicha lectura se utilizó un espectrofotómetro HACH DR 2010 en su programa “0” correspondiente a la absorbancia y se usaron dos longitudes de onda (663nm y 645nm). El blanco usado para esta prueba fue acetona y se realizaron 3 lecturas en cada una de las longitudes de onda con el fin de obtener un dato de más preciso de absorbancia. A continuación se muestran las celdas usadas que contienen el extracto de clorofila y acetona respectivamente (Figura 20) y la lectura arrojada en una de las mediciones (Figura 21):

Figura 20. Celdas para pruebas de clorofila



Figura 21. Absorbancia para cálculo de la clorofila



Para el cálculo de la Clorofila de cada grupo de plantas se usó la Fórmula de Arnon, en la cual se tiene en cuenta la *clorofila a* y *b* de la planta, resultados que se encuentran compilados en el Anexo A, Tabla 8.

Formula de Arnon

$$Chl_a = \frac{[(12,7xA_{663}) - (2,6xA_{645})] \times ml \text{ Acetona}}{mg \text{ de tejido vegetal}}$$

$$Chl_b = \frac{[(12,7xA_{645}) - (2,6xA_{663})] \times ml \text{ Acetona}}{mg \text{ de tejido vegetal}}$$

$$Chl_{TOTAL} = Chl_a + chl_b$$

VII. RESULTADOS

Los registros de resultados obtenidos a lo largo de la investigación se encuentran en el ANEXO A.

VIII. DISCUSIÓN Y ANÁLISIS

8.1. Comparación de medias entre las réplicas de los tratamientos

Para realizar el análisis estadístico se utilizó el programa SPSS 16.0

Se realizaron pruebas T-Student para muestras independientes, con la finalidad de comparar los datos entre réplicas de cada tratamiento. El primer paso fue constatar que los datos tenían una distribución normal, aspecto que fue evaluado mediante la prueba de Kolmogorov-Smirnov, obteniéndose la normalidad de todos los datos ($p > 0.05$).

Los resultados encontrados muestran que no hay diferencia entre réplicas ($p > 0.05$). Para poder aplicar esta prueba (comparación entre medias), además, se debía cumplir con el supuesto de homogeneidad de varianzas, supuesto que fue validado, donde se obtiene un valor de p mayor a 0.05 .

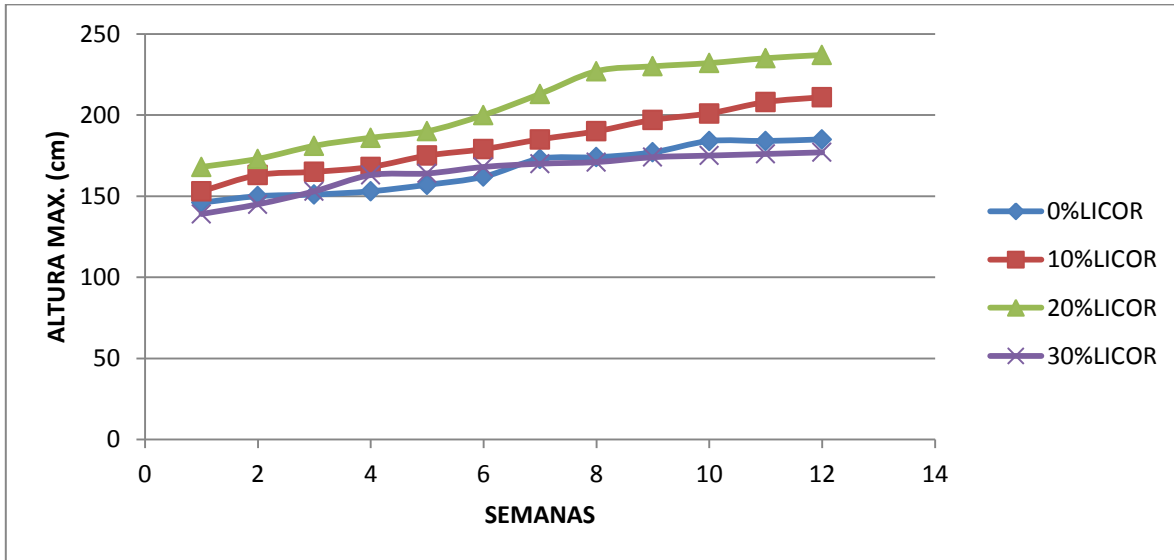
Debido a que no se evidencia diferencia entre réplicas al presentar un valor de $p > 0.05$, se eligieron al azar 6 datos de los humedales A y B que recibieron el mismo tratamiento, esto con el fin de obtener homogeneidad respecto al número de datos del humedal control y así poder realizar los análisis respectivos.

8.2. Análisis de altura y diámetro

Para analizar las alturas y los diámetros obtenidos, se usó el valor máximo de altura y diámetro registrado durante las 12 semanas. En la Figura 22, se observa como la altura de las plantas en cada tratamiento sigue una tendencia ascendente, como era de esperarse,

puesto que esta planta se caracteriza por desarrollar un rápido crecimiento en un corto periodo de tiempo, mostrando además una ausencia de variaciones marcadas entre cada medición, lo cual se observa en la uniformidad de la línea de tendencia en cada tratamiento.

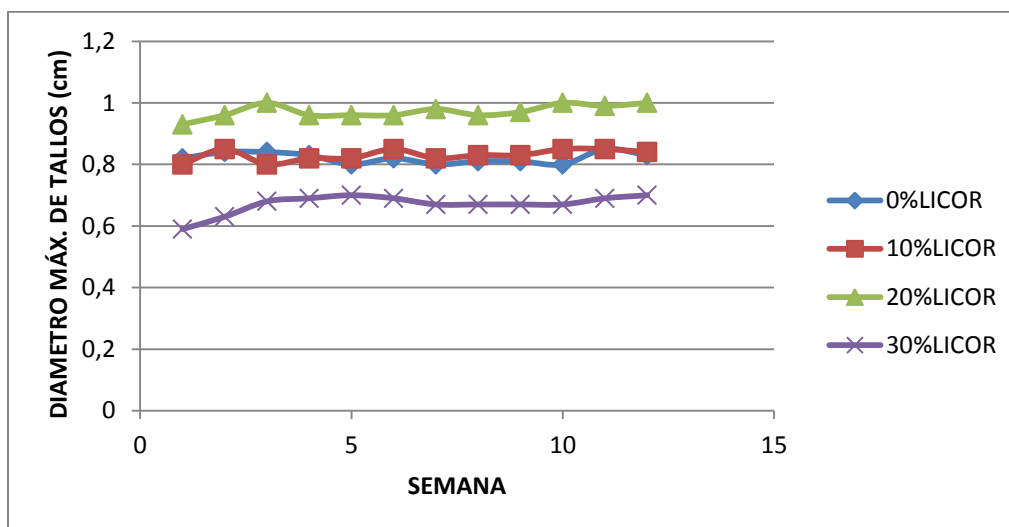
Figura 22. Alturas máximas de las plantas de *P. australis* durante el estudio



No obstante, estos datos no permiten establecer cual tratamiento favoreció el crecimiento de las plantas dado que el licor aplicado no parece afectar de manera directa su crecimiento de acuerdo a lo mostrado en la Figura 22, donde la hipótesis que se maneja es que con una mayor concentración se favorecería el crecimiento de las plantas, al reducir las hojas afectadas por áfidos y así permitir una mayor producción de energía a partir de la fotosíntesis y por ende mayor crecimiento. Que no exista relación aparente entre el control de los áfidos y el crecimiento de las plantas, se puede atribuir a tres factores: 1. La disponibilidad de nutrientes y oxígeno en el medio; 2. Nacimiento de nuevas hojas que balancean las pérdidas de energía por el ataque del áfido al absorber la savia de las hojas y 3. El tiempo de estudio pudo no ser suficiente para mostrar una correlación entre el tratamiento contra los áfidos y el crecimiento de la planta.

Respecto de diámetro se puede afirmar que no representa un parámetro determinante para establecer si los tratamientos beneficiaban el crecimiento de las plantas, debido a que durante el desarrollo de la investigación los diámetros de los tallos presentaron una variación mínima de escasos milímetros entre mediciones como se observó en la Figura 23, lo que pudo deberse a que esta planta se caracteriza por presentar un tallo rígido que no muestra variación ante diversas condiciones climáticas.

Figura 23. Diámetros máximos de tallos de plantas de *P. australis*



8.3. Análisis de resultados para hojas afectadas por áfidos

Tabla 6. Estadísticos descriptivos para la variable Hojas afectadas

TRATAMIENTOS	Min	Max	\bar{X}	Me	S	CV
CONTROL	26	52	38.08	37	8.533	0.224
10%LICOR	3	36	16.58	13.5	9,596	0.579
20%LICOR	1	26	11.17	11	7.247	0.649
30%LICOR	3	30	14.25	12.50	10.110	0.709

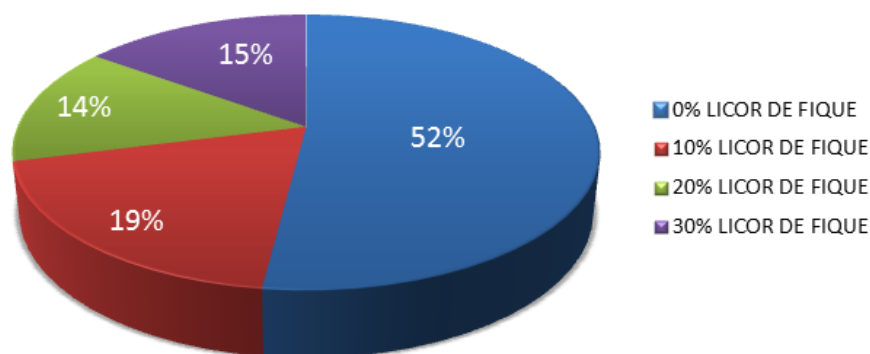
De acuerdo a la tabla de estadísticos descriptivos (Tabla 6), de todos los tratamientos aplicados para el control del áfido en las hojas de las plantas de cada uno de los humedales, quien mayor media de hojas afectadas presentó fue el humedal control (0% Licor de fique) con aproximadamente 38 hojas afectadas, contrastado con el tratamiento de 20% de licor, que al final del estudio mostró una afectación menor respecto a los demás tratamientos con una media de 11 hojas afectadas.

Respecto al coeficiente de variación, se puede notar que a medida que aumenta la concentración de licor aplicado así mismo aumenta este coeficiente, de lo que se infiere que se ve favorecido el control del áfido debido a que cada vez es mayor la variabilidad en los datos, es decir el número de hojas afectadas a lo largo de la investigación presentó cifras heterogéneas y no constantes, siendo siempre menores en cantidad al valor mínimo y máximo de afectación respecto al humedal control. Este estadístico descriptivo muestra que al intervenir las plantas con los tratamientos, se altera el número de hojas afectadas por áfidos, causando mayor dispersión en los datos respecto a la media, lo que no ocurre con el

humedal control, donde los datos son menos dispersos, es decir más homogéneos entre sí, lo cual indica que los tratamientos tuvieron influencia en la disminución de hojas invadidas por áfidos. (Ver Tabla 6).

Como se puede observar en la Figura 24, la afectación a lo largo del estudio tuvo una mayor repercusión sobre el humedal control, el cual no recibió dosis de licor de fique, que comparado con el resto de los tratamientos, fue notablemente superior, registrando un mejor efecto del licor en las plantas de los humedales que recibieron las dosis más altas con un porcentaje de afectación de 14% y 15% para los humedales de concentraciones 20% V/V y 30% V/V de licor respectivamente, tal y como lo reporta la literatura, donde se ha mostrado una mayor capacidad para repeler las plagas en los tratamientos donde las concentraciones han sido más altas, [31, 38] donde de acuerdo a estudios realizados, la sustancias responsables de estos efectos repelentes son los metabolitos secundarios, y para este caso específico las saponinas [7, 34].

Figura 24. Porcentajes promedio de afectación de hojas por áfidos a lo largo del estudio



Se realizó la prueba de ANOVA de un factor, para comparar el número promedio de hojas afectadas por los áfidos entre los diferentes tratamientos, una vez establecida la normalidad de los datos, $p > 0.05$ y la homogeneidad de varianzas ($p > 0.05$, $0.420 > 0.05$).

La prueba de ANOVA mostró diferencias estadísticamente significativas ($p < 0.05$) entre por lo menos dos de las medias de los diferentes tratamientos, por lo cual se debió hacer uso de una prueba que determinará entre cuales de dichos tratamientos se presentaba diferencia. La prueba utilizada inicialmente fue la Prueba Dunnett, usada para comparar el control frente a los demás tratamientos.

Posteriormente y dado que la prueba Dunnett (Tabla 18) no mostraba la comparación entre los tratamientos diferentes al control, se aplicó la Prueba Post Hoc Tuckey, evidenciando que no hay diferencia estadísticamente significativa entre los tratamientos aplicados a los humedales cuyas concentraciones correspondían a 10% V/V, 20% V/V y 30% V/V de licor de fique ($p > 0.05$).

Estos resultados evidencian claramente que los tratamientos para controlar la plaga tuvieron efecto positivo debido a que se encontró diferencia entre la aplicación (Tratamientos) y la no aplicación (Control) de licor de fique en los humedales, resultado que era el esperado en el presente proyecto como se puede observar en la Figura 25. Estos resultados son congruentes con un estudio realizado en 2012 sobre un cultivo de repollo, donde el licor de fique actúa de manera similar repeliendo a los insectos, a concentraciones mayores al 20% en volumen de fique. Sin embargo, entre tratamientos no se logró evidenciar diferencias significativas, por lo que estadísticamente no se podría establecer cuál fue el mejor tratamiento, pero desde un punto de vista ambiental, se puede afirmar que los tratamientos donde se usaba un porcentaje de licor de 20% V/V y 30% V/V, mostraban una acción repelente mucho más marcada que en los otros dos tratamientos (control y licor 10% V/V), como se puede ver en las Tablas 5,6 y 8 (Anexo A), donde a partir de la novena semana la afectación por áfidos disminuye y alcanza un mínimo de hojas afectadas de cero en los humedales con 30% V/V de licor, que contrasta con los humedales con 10% V/V y 20% V/V de licor, donde la mínima afectación se presenta para 5 y 4 hojas respectivamente, al finalizar el estudio, lo cual se ilustra en la Figura 26.

Figura 25. Hojas afectadas en cada tratamiento

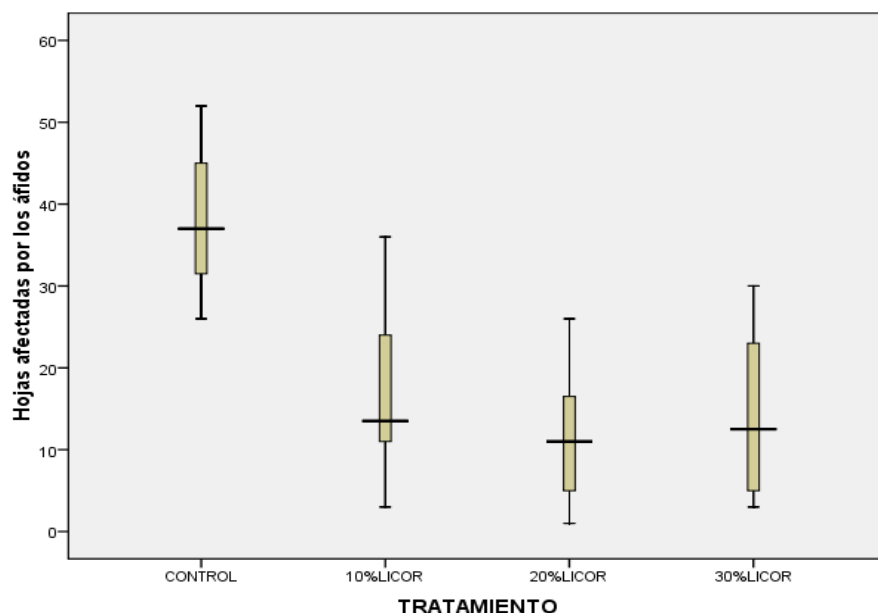
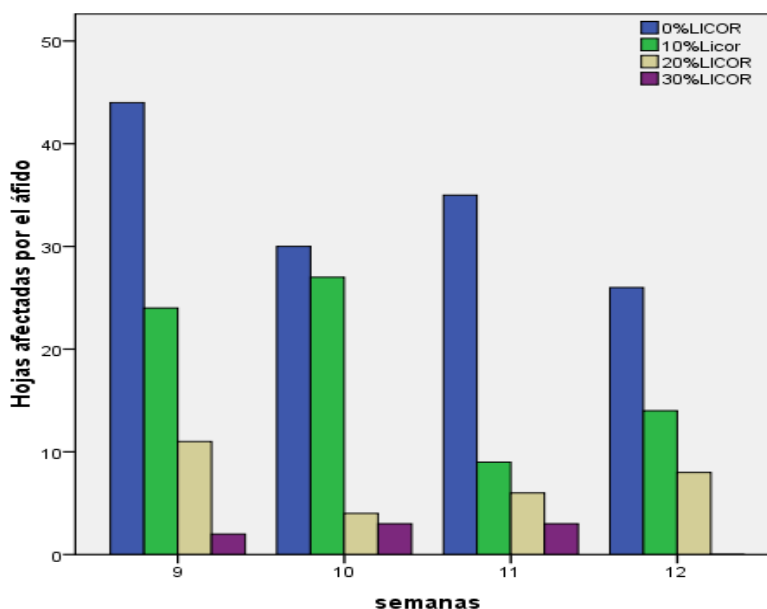


Figura 26. Afectación en el último mes de estudio



8.4. Análisis de resultados para hojas amarillas

Tabla 7. Estadísticos descriptivos variable hojas amarillas

TRATAMIENTOS	Min	Max	\bar{X}	Me	S	CV
CONTROL	5	26	18.42	19	5.551	0.301
10%LICOR	5	24	11.75	10	6.384	0.543
20%LICOR	4	15	8.83	8	3.486	0.395
30%LICOR	6	20	11.75	11.50	3.361	0.286

Para la variable hojas amarillas, teniendo en cuenta la Tabla 7, la mayor media se presenta en el tratamiento aplicado al humedal control (0% V/V licor) con una media de 18 hojas amarillas aproximadamente a diferencia del tratamiento de 20% V/V de licor, donde se presenta la media más baja entre los tratamientos con aproximadamente 9 hojas amarillas.

Respecto al coeficiente de variación, la mayor dispersión de los datos se muestra en el tratamiento donde se aplicó licor de fique con una concentración del 10% V/V, cuyo porcentaje de dispersión fue de un 54%, de lo cual se puede inferir que durante el muestreo hubo mayor fluctuación en los datos de hojas amarillas para este tratamiento que para los otros tratamientos, lo cual no necesariamente quiere decir que existan más hojas amarillas, lo que solo se podría establecer mediante pruebas específicas, dado que el amarillamiento no solo se debe a la invasión del áfido sino también a factores climáticos o de disponibilidad de nutrientes.

Se realizó el mismo procedimiento estadístico descrito para las hojas afectadas pero esta vez se aplicó para la variable “Hojas amarillas”, encontrándose inicialmente normalidad en los datos estudiados.

Se aplicó la prueba para homogeneidad de varianzas de Levene, obteniéndose la no homogeneidad ($p < 0.05$, $0.002 < 0.05$) por lo que se debió usar la Prueba de Welch, obteniéndose un p de 0.000, es decir hay diferencias entre por lo menos dos de las medias de los distintos tratamientos, así, para evidenciar cuales de las medias de los tratamientos eran diferentes se aplicó la prueba de Dunnett T3, apropiada cuando no se tienen varianzas homogéneas.

A partir del resultado obtenido en la Prueba Dunnett T3, se puede deducir que hay diferencia entre la media de los datos tomados a partir del humedal control y la media de los datos de los demás humedales. Sin embargo entre tratamientos no se evidenció diferencias significativas entre las medias.

En las siguientes figuras se muestra como una hoja se ve afectada por los áfidos a lo largo de varias semanas de afectación, dicha hoja fue marcada con antelación para realizarle el seguimiento fotográfico:

Figura 27. Áfidos durante la primera semana de afectación



Figura 28. Afectación una semana después



Figura 29. Afectación al final de la segunda semana

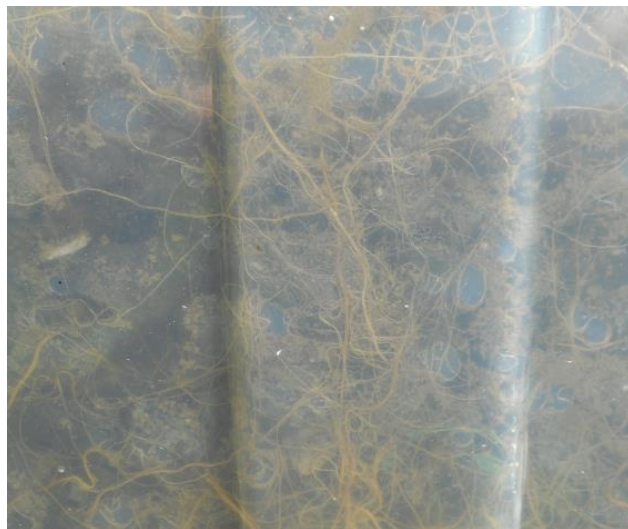


El amarillamiento de las hojas puede originarse por diferentes factores, uno de ellos es la falta de clorofila. Sin embargo, no es la única razón por la cual se puede observar amarillamiento en la plantas, otro de esos factores lo constituye el daño presentado en las raíces, lo que compromete la entrada de nutrientes a la planta, que también puede manifestarse en el amarillamiento de las hojas [84].

Al no existir diferencia estadística entre los tratamientos, demuestra la interferencia de factores que durante la experimentación no fue posible controlar y que pudieron influir en el amarillamiento de las plantas, lo que pudo deberse no solamente a la afectación del áfido sino también por factores como la deficiencia de algunos nutrientes, que pudieron no ser suplidos con el agua que se estaba usando para la suministro de los humedales o también por alguna enfermedad que pudo no ser descubierta o manejada, así como también la presencia del hongo provocado por los áfidos, los cuales impiden la penetración de la luz solar lo cual pudo también causar el amarillamiento y pérdida de la pigmentación.

Analizando cada factor que pudo influir dentro del amarillamiento de las hojas y ya que el ataque de los áfidos no parecía ser el único factor que dio origen al amarillamiento, se puso en consideración el resto de los factores mencionados, pudiéndose afirmar que el *P. australis* al poseer un crecimiento y expansión rápida, y así mismo un gran enraizamiento (Ver Figura 35), esto último pudo ocasionar el amarillamiento, dado que el espacio del humedal al pasar el tiempo del estudio, fue viéndose cada vez más invadido por pequeñas raíces, lo que pudo producir daño en las mismas, dado que muchas pudieron no haberse desarrollado completamente lo que incidió negativamente en la función principal de las raíces que es la absorción de nutrientes para el mantenimiento de la planta [84].

Figura 30. Enraizamiento de *P. australis*



8.5. Análisis estadístico para Clorofila

Tabla 8. Estadísticos descriptivos de la variable Clorofila

TRATAMIENTOS	Min	Max	\bar{X}	Me	S	CV
CONTROL	0.387	1.825	1.095	1.114	0.473	0.432
10%LICOR	0.622	1.693	1.091	1.031	0.417	0.382
20%LICOR	0.330	1.674	1.087	1.121	0.443	0.408
30%LICOR	0.294	1.717	1.095	1.134	0.460	0.420

De los estadísticos descriptivos mostrados en la Tabla 8, puede inferirse que las medias estuvieron muy cercanas entre sí, encontrándose incluso dos resultados iguales en dos de los tratamientos (1.095; control y 30% V/V de licor), lo que también se ve reflejado en la poca dispersión de los datos, donde los coeficientes de variación estuvieron entre un 38% y 43%, es decir a partir de estos resultados no es posible inferir cual es el efecto directo de los áfidos en la variación de la clorofila, lo que hace necesaria la aplicación de un método que dé a lugar a resultados más precisos, que permita tener control de posibles interferencias.

Se analiza la normalidad de los datos de clorofila, aplicando la prueba de Kolmogorov-Smirnov, encontrando un valor de $p > 0.05$, por lo tanto los datos proceden de una distribución normal.

Se aplicó la Prueba de Levene para constatar que las varianzas entre los grupos de datos de clorofila eran homogéneas. Los resultados de esta prueba mostraron homogeneidad en las varianzas ($p > 0.05$, $0.986 > 0.05$). Se continúa con la aplicación de la prueba ANOVA. Los

resultados exponen igualdad de medias entre los datos de clorofila obtenidos con los diversos tratamientos ($p>0.05$), es decir mediante este resultado no se puede inferir sobre cuál fue el mejor tratamiento, dado que no hay diferencia entre los grupos de datos.

8.6. Correlaciones entre variables

8.6.1. Correlación hojas afectadas - hojas amarillas

Por otra parte, se evaluó la correlación existente entre la variable hojas afectadas y hojas amarillas, encontrándose que existe una asociación estadísticamente significativa entre las dos variables (Tabla 9), asociación que es moderada y directamente proporcional, es decir a mayor número de hojas afectadas por el áfido mayor será la aparición de hojas amarillas.

Si bien la relación entre variables es baja, concuerda con la literatura, dado que una de las consecuencias directas sobre una planta atacada por áfidos es la clorosis, debida al alto volumen de savia que los áfidos extraen, y se dice alto volumen porque la savia es una sustancia baja en proteínas y alta en azúcares, por lo que para obtener más de estos metabolitos, los áfidos deberán extraer más savia, produciendo además de la ya mencionada clorosis, debilitamiento de la planta incluso interrupción del crecimiento e indirectamente reducción de la fotosíntesis, dado que las excreciones de estos áfidos son ricas en azúcares, lo cual estimula la aparición del hongo *Fumagida* (*Fumago spp.* y *Capnodium spp.*) cuyo micelio se extiende sobre las hojas, notándose una mancha negra sobre las mismas, impidiendo la exposición a la luz solar y así mismo a los procesos de respiración.

Por otra parte, la literatura también define la clorosis como un daño localizado y de efecto sistémico, que avanza rápidamente y que se extiende en el 80% de las hojas de plantas susceptibles en un periodo de 10 días después de que la planta ha sido atacada por los áfidos. [85, 86, 87]

Tabla 9. Correlación de Pearson entre hojas afectadas y hojas amarillas

Variable	Hojas amarillas
Hojas afectadas	
Correlación de Pearson	0.429*
p (2 colas)	0.002
N	48

*. La correlación es significativa a un nivel de 0.05 (2- colas)

8.6.2. Correlación entre hojas amarillas-clorofila

También se evaluó la posible correlación entre hojas amarillas y clorofila, encontrándose que no existe una asociación estadísticamente significativa entre estas dos variables (Tabla 10), evidenciándose esto en una $p > 0.05$.

Tabla 10. Correlación de Pearson entre hojas amarillas y clorofila

Variable	Clorofila
Hojas amarillas	
Correlación de Pearson	0.029
p (2 colas)	0.891
N	24

El amarillamiento de las plantas se caracterizó por presentarse en las zonas donde la población de áfidos era alta y además en los bordes de las hojas (figuras 36 y 37). De acuerdo a la teoría, el amarillamiento localizado en los bordes con manchas café (marchitez) en las puntas puede deberse a deficiencias de nutrientes, específicamente de magnesio (Mg). Este ion es la base estructural de la molécula de clorofila y por tanto es esencial en el proceso de la fotosíntesis. El amarillamiento de la forma descrita, es común de plantas con déficit de Mg de acuerdo a la literatura, además se afirma que hasta el 35% del Mg total de la planta está ligado a los cloroplastos, los cuales contienen un compartimento (Tilacoides) donde se alojan la clorofila y el Mg, sitio en el que posteriormente transformara, mediante fotosíntesis, la energía lumínica en energía química. [84].

Figura 31. Amarillamiento en los bordes



Figura 32. Marchitez en las puntas



Al no existir correlación entre la variable hojas amarillas y clorofila, no se descarta que el método utilizado para la cuantificación de la misma haya sido aplicado adecuadamente, lo que solo se podría comprobar realizando pruebas con menor riesgo de ocasionar errores a nivel experimental, evaluando además otros factores relacionados que también pudieron ocasionar el amarillamiento en las plantas (pruebas de cuantificación de hierro, nitrógeno, magnesio, etc.).

8.7. Análisis fisicoquímicos.

Las muestras para los análisis de DQO, fueron recolectadas quincenalmente por un periodo de 3 meses, obteniéndose parámetros como el pH y la temperatura, en el sitio del muestreo. Para los análisis químicos, las muestras fueron preservadas y enviadas al laboratorio del Grupo de Diagnóstico y Control de la Contaminación –GDCON-, perteneciente a la Universidad de Antioquia. (Ver Anexo A, Tablas 9 y 10)

Los valores de pH y temperatura presentaron una baja variabilidad a lo largo de todo el estudio, en cuanto al pH en los valores registrados (Ver Anexo A, Tabla 9) se observa un comportamiento similar con un estudio realizado en Medellín en el año 2010, donde se establece que esta poca variabilidad es causada por la misma planta, dado que su actividad fotosintética y posiblemente la liberación de oxígeno en las raíces hace que se genere un estado de equilibrio buffer en el medio. [88] Por otra parte, se puede afirmar además, que la planta estuvo durante toda la investigación dentro de sus rangos de tolerancia tanto de temperatura como de pH tal y como lo describe la literatura, donde ésta soporta temperaturas entre los 6,6°C y los 26,6°C y rangos de pH de entre 4.8 y 8.2. [89]

Respecto a las mediciones de DQO, cuyos resultados en las 5 pruebas realizadas mostraron tanto en las muestras de entrada como de salida que la concentración fue menor a 25mg/L, se debió posiblemente a una alta dilución del agua de la laguna por aguas lluvias y así mismo porque esta proviene, de acuerdo a estos resultados, de un eficiente tratamiento primario y secundario. Al realizar la caracterización fisicoquímica del agua de entrada de los humedales, donde parámetros como nitritos, nitratos, sólidos suspendidos totales estuvieron por debajo del valor máximo permisible, (Ver Anexo A, Tabla 10) se encontró que la carga orgánica que entra a los humedales piloto es baja, y dado que las dimensiones de los mismos son pequeñas, hidráulicamente no genera las condiciones para una remoción significativa de materia orgánica. Además se infiere, que el licor proveniente del excedente de la aplicación que llega al sustrato, no genera una carga adicional de contaminación que deba ser depurada e implique una afectación en la función de remoción que desempeñan los humedales.

Por otra parte, es importante incluir el resultado obtenido del análisis DQO realizado al licor de fique obteniéndose una demanda de 55398 mg/L, un valor alto, que denota la importancia de dar un uso a este licor o realizar un tratamiento previo del mismo, para evitar que se presente contaminación en los cuerpos de agua, que son usados no solamente como depósito de las aguas de lavado de las fibras sino que también pueden contaminarse por la infiltración en el sitio donde se realiza el procesamiento del fique.

Controladores Biológicos

A lo largo de todo el trabajo de campo se identificaron algunos controladores biológicos de *H. pruni*, sin embargo entre ellos no se observó la presencia de su parasitoide más común *Braconidae aphidiinae*, resultado que concuerda con un estudio realizado en Polonia donde se reporta poca presencia de este insecto dado que presuntamente las plantas *P. australis* no son un reservorio común para esta especie. [65]

En campo se pudieron observar tres de estos controladores biológicos: los estados larvarios la crisopa y la mosca cernidora y la mariquita.

Figura 33. Mariquita (*Harmonia axyridis*)



Figura 34. Ninfa de crisopa (*Chrysoperla carnea*)



Figura 35. Huevos de la mosca cernidora



Figura 36. Larva de la mosca cernidora



Figura 37. Ninfa de la mosca cernidora



Algo importante para resaltar es que los huevos de la mosca cernidora, se empezaron a notar disminuidos a medida que se hacían las aplicaciones de licor esto en contraste con el humedal control, donde la presencia de estos era considerable, lo cual pudo deberse a que las moscas se ven atraídas por las sustancia azucarada que los áfidos excretan [67], y que al ser las hojas del *P. australis* rociadas con el licor, la mosca pudo perder el estímulo para la ovoposición, permitiendo de ese modo que la población de estos depredadores disminuyera, concentrándose la ovoposición en las plantas del humedal control al que no se le aplicó licor de fique. Es importante notar que al encontrar la presencia de cualquiera de estos controladores biológicos en los humedales, eran inmediatamente removidos para evitar la interferencia que pudieran afectar los resultados de la investigación.

Las especies depredadoras restantes eran vistas con menor frecuencia comparadas con la mosca cernidora.

IX. CONCLUSIONES

- Se evaluó la acción como controlador de plagas del licor de fique en el áfido *Hyalopterus pruni*, donde el licor es capaz de repeler el áfido en las plantas de *P. australis*, ratificando así el poder bioplaguicida que este tiene y contribuyendo de esta forma a la reducción de la contaminación debida al vertimiento de esta sustancia en las fuentes hídricas, que ha sido consecuencia del desconocimiento de los usos alternativos que este subproducto posee y que a futuro con una investigación más profunda podría comercializarse, constituyendo así una nueva fuente de ingreso en la industria fiquera.
- Se probaron tres diferentes concentraciones de licor de fique, las cuales fueron contrastadas con un control (0% V/V), obteniéndose una diferencia significativa entre los tratamientos (10% V/V, 20% V/V, 30% V/V) y este, donde la mayor acción repelente se obtuvo en las concentraciones de 20% V/V y 30% V/V de licor, basándose en la afectación promedio (11,17 y 14,25 respectivamente) obtenida a lo largo de toda la investigación; sin embargo estadísticamente no se pudo establecer cuál de los tres tratamientos fue más efectivo, debido a que el valor de las significancias en los análisis de varianza realizados fueron mayores a 0.05 entre los tratamientos.
- Habiendo realizado la valoración cualitativa, correspondiente a la medición de alturas y diámetros de las plantas de *P. australis*, se encontró que estos parámetros no son suficientes para establecer si el licor interviene en el crecimiento de la planta.

X. RECOMENDACIONES

- Analizar cuál es la acción directa del licor de fique sobre el áfido, con la finalidad de saber cuál es el mecanismo que hace al licor un repelente efectivo para esta especie (*H. pruni*); así como también estudiar cual es el efecto de la aplicación del licor sobre *P. australis*, para conocer si interfiere en su normal desarrollo.
- Analizar si las saponinas son el principio activo responsable de la acción repelente del licor y de ser posible aislarlas para obtener así un bioplaguicida sin otros componentes que puedan disminuir su acción repelente.
- Mejorar las condiciones hidráulicas de los humedales, para permitir un estudio más detallado sobre su comportamiento una vez ha sido aplicado el bioplaguicida, para

así conocer si el licor tiene algún efecto sobre el funcionamiento normal de depuración de las aguas una vez han pasado por esta etapa de tratamiento (humedales).

- Mejorar la metodología respecto a la medición de clorofila, así como tener en cuenta otros parámetros climatológicos (radiación, precipitación, luminosidad, humedad) y pruebas adicionales que muestren los niveles de los nutrientes esenciales para las plantas (pruebas de magnesio, fósforo, nitrógeno, hierro, etc.), que permitan tener resultados más objetivos sobre las causas del amarillamiento de las hojas en *P. australis*.
- Debido al rápido deterioro del licor, se recomienda realizar pruebas usando diferentes tiempos de fermentación, para conocer si tiene un mejor desempeño como bioplaguicida contrastado con el uso de licor fresco.
- Finalmente se recomienda incrementar el periodo de muestreo con el fin de observar mejor el comportamiento de la altura y el diámetro y obtener así un estimativo más confiable acerca de la acción del licor sobre el crecimiento de la planta.

XI. BIBLIOGRAFIA

- [1] Ceccon E. La revolución verde tragedia en dos actos. Citado en: Molina Y., Flores M., Balza A., Benítez P. y Miranda L. (2012). Niveles de plaguicidas en aguas superficiales de una región agrícola del estado Mérida, Venezuela, entre 2008 y 2010. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*, 28(4), 289-301
- [2] Rubio M. y Vallejo A. (2014). Evaluación del grado de contaminación por plaguicidas organofosforados en cultivos de cebolla (*Allium fistulosum*) en suelo y agua de escorrentía en el corregimiento de la Florida de la ciudad de Pereira. [Trabajo de grado Químico Industrial]. Universidad Tecnológica de Pereira. Pereira
- [3] Tabares J. y López Y. (2011). Salud y riesgos ocupacionales por el manejo de plaguicidas en campesinos agricultores, municipio de Marinilla, Antioquia. *Revista Facultad Nacional de Salud Pública*, 29(4), 432-444.
- [4] Stadler T, Buteler M. y Weaver D. (2010). Nano insecticidas: Nuevas perspectivas para el control de plagas. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 69(3-4), 149-156.
- [5] Escutia Y. y Lindig R. (2012). Dinámica de *Phragmites australis* y *Schoenoplectus americanus* en respuesta a la adición de fósforo y nitrógeno en humedales experimentales. *Revista Botanical Science*, 90(4), 459-467.
- [6] *Tendencias del fique en el mundo* (s.f). Recuperado el 20 de mayo de 2015 de <http://www.cccauca.org.co/CONFIQUE/confique.html>.

- [7] Imbachí J., Morales S. Y Albán N. (2012). Utilización del subproducto de fique: licor verde, como controlador de plagas en el cultivo de repollo. *Biotecnología en el sector agropecuario y agroindustrial*, 10(1), 109-115.
- [8] Rojas M. y Luque E. (2012). Biofungicida a partir del jugo de fique (*Furcraea spp.*) y evaluación de su efectividad sobre la goma (*Phytophthora infestans*) en el cultivo de papa (*Solanum tuberosum*). *Revista Educación en Ingeniería*, 7(13), 13-22.
- [9] Domínguez, M., Peñuela, G., Flórez M. (2009). Método analítico para la determinación de etilentiourea (ETU) subproducto del Mancozeb en un Andisol del Oriente Antioqueño. Citado en: Narváz J., Palacio J. y Molina F. (2012). Persistencia de plaguicidas en el ambiente y su ecotoxicidad: Una revisión de los procesos de degradación natural. *Revista Gestión y Ambiente*, 15(3), 27-37.
- [10] Colombia. Instituto Nacional de Salud. Vigilancia y análisis del riesgo en salud pública. Protocolo de vigilancia en salud pública. Intoxicaciones por sustancias químicas [Internet]. [Consultado 2015 Jun 13]. Disponible en: <http://www.ins.gov.co/lineas-de-accion/Subdireccion-Vigilancia/sivigila/Protocolos%20SIVIGILA/PRO%20Intoxicaciones.pdf>
- [11] Curso de autoinstrucción en diagnóstico, tratamiento y prevención de intoxicaciones agudas causadas por plaguicidas (s.f.). Recuperado el 20 de mayo de 2015 de <http://www.bvsde.paho.org/tutorial2/e/index.html>.
- [12] López J., Martínez C., Moreno L. y Navarrete P. Las aguas subterráneas y los plaguicidas. Citado en: García C. y Rodríguez G. (2012). Problemática y riesgo ambiental por el uso de plaguicidas en Sinaloa. *Revista de Sociedad, Cultura y Desarrollo Sustentable*, 8(3), 1-10.
- [13] Standler T., Buteler M. y Weaver D. (2010). Nanoinsecticidas: Nuevas perspectivas para el control de plagas; Salcedo A., Díaz S., González J., Rodríguez A. y Verona M. Exposición a plaguicidas en los habitantes de la ribera del río Bogotá (Suesca) y en el pez Capitan; Molina Y., Flores M., Balza A., Benítez P. y Miranda L. Niveles de plaguicidas en aguas superficiales de una región agrícola del estado Mérida, Venezuela, entre 2008 y 2010; Lans E., Marrugo J. y Díaz B. Estudio de la contaminación por pesticidas organoclorados en aguas de la Ciénaga Grande del Valle Bajo del Río Sinú. Citados en: García C. y Rodríguez G. (2013). Contaminación de aguas superficiales por residuos de plaguicidas en Venezuela y otros países de Latinoamérica. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*, 29 (Número especial sobre plaguicidas), 7-23.
- [14] Cadena productiva nacional del fique (CADEFIQUE). *El fique, Agronomía y transformación. Guía ambiental de subsector fique*. (25-27). Disponible en http://www.agronet.gov.co/www/docs_agronet/2007222154336_guiaambientalfiquera2006.pdf.
- [15] Tobón F., López L. y Paniagua R. (2010). Contaminación del agua por plaguicidas en un área de Antioquia. *Revista salud pública*, 12(2), 300-307.

- [16] Violante E., Arellano E., Ojinaga L., Daesslé W., Von-Glascoe C., Leyva J. y Ruiz B. (2012). Daño genético y exposición a plaguicidas en trabajadores agrícolas del Valle de San Quintín, Baja California, México. *Revista salud ambiental*, 12 (2), 93-101
- [17] Garza V. Rachel Carson: La escritura de lo ambiental. (2009). *Revista cultura científica y tecnológica*, Año 6 (33-34). Ciudad Juárez.
- [18] Durán J. y Collí J. Intoxicación aguda por plaguicidas. Citado en: Varona M., Castro R., Páez M., Carvajal N., Barbosa E., León E. y Díaz S. (2012). Impacto en la salud y el medio ambiente por exposición a plaguicidas e implementación de buenas prácticas agrícolas en el cultivo de tomate, Colombia. *Revista chilena de salud pública*, 16(2), 96-116.
- [19] Muñoz M. (2011). Aspectos bioéticos en el control y aplicación de plaguicidas en Chile. *Acta bioethica*, 17(1), 95-104.
- [20] Organización Mundial para la Salud. Código internacional de conducta sobre la distribución y utilización de plaguicidas. Directrices para el registro de plaguicidas [Internet]. [Consultado 2015 Jun 13]. Disponible en: http://whqlibdoc.who.int/hq/2010/WHO_HTM_NTD_WHOPES_2010.7_spa.pdf
- [21] Sánchez K. (2013). Tolerancia y biodegradación de plaguicidas con hongos filamentosos. [Tesis doctoral en Ciencias]. Texcoco: Colegio de Posgraduados, Posgrado de fitosanidad, entomología y acarología;
- [22] Cárdenas O., Silva E., Ortiz J. (2010). Uso de plaguicidas inhibidores de acetilcolinesterasa en once entidades territoriales de salud en Colombia, 2002-2005. *Revista Biomédica*, 30(1), 95-106.
- [23] Colombia. Superintendencia de Industria y Comercio. Estudios económicos sectoriales. Estudio sobre plaguicidas en Colombia, Dic 2013, N° 7 [internet]. [Consultado 2015 Jun 13]. Disponible en: http://www.sic.gov.co/drupal/recursos_user/documentos/Estudios-Academicos/Documentos-Elaborados-Grupo-Estudios-Economicos/7_Estudio_Sobre_Sector_Plaguicidas_Colombia_Diciembre_2013.pdf
- [24] Guía para la gestión ambiental responsable de los plaguicidas químicos de uso agrícola en Colombia [internet]. [Consultado 2015 Jun 13]. Disponible en: <http://cep.unep.org/repcar/capacitacion-y-concienciacion/andi/publicaciones-andi/Guia%20ambiental%20plaguicidas.pdf>
- [25] Gómez Álvarez LE. Conferencia: La problemática con los pesticidas en Colombia [Internet]. [Consultado 2015 Jun 13]. Disponible en: http://www.es.lapluma.net/index.php?option=com_content&view=article&catid=89:economia-de-la-naturaleza&id=926:conferencia-la-problematica-con-los-perticidad-en-colombia&Itemid=420
- [26] Oerke E. (2006). Crop losses to pests. *Journal of Agricultural Science*, 144, 31–43.

- [27] *Red de Acción en Plaguicidas y sus Alternativas de América Latina (RAP-AL)*. Recuperado el 23 de mayo de 2015 de http://www.rap-al.org/index.php?seccion=1&f=que_es.php.
- [28] Documento para consulta plan nacional de aplicación sector plaguicidas. Disponible en www.andi.com.co/Archivos/file/Gerambiental/.../plaguicidas.doc. Consultado el 23 de mayo de 2015.
- [29] López A.(1999.) Manejo Integrado de Plagas. Del origen conceptual y su desarrollo empírico. *Revista Corpoica*, 3(1). Bogotá.
- [30] Celis A., Mendoza C., Pachón M., Cardona J., Delgado W. y Cuca L. (2008). Extractos vegetales utilizados como biocontroladores con énfasis en la familia *Piperaceae*. Una revisión. *Agronomía Colombiana*, 26(1), 97-106.
- [31] Castillo L., Jiménez J. y Delgado M. (2012). Actividad biológica in vitro del extracto de *Capsicum chinense Jacq* contra *Bemisia tabaci Genn*. *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 18(3), 345-356.
- [32] Maregiani G., Zamuer N. y Angarola G. (2010). Efecto de extractos acuosos de dos meliáceas sobre *Meloidogyne incognita (Nematoda, Meloidogynidae)*. *Revista Latinoamericana de Química*, 38(1), 68-73.
- [33] Manickam P, Kathirvelu B, Sundaram J, Munusamy A.(2014). Bio-efficacy of crude leaf extracts of *Acalypha fruticosa Forssk* against some agriculturally important insect pests. *Asian Pacific J Trop, Dis*, 4(2), 890-894.
- [34] Ávalos A. y Pérez E. (2009). Metabolismo secundario de plantas. *Revista REDUCA (Biología)*, 2(3), 119-145. Madrid.
- [35] Alfonso M.(2002). Los plaguicidas botánicos y su importancia en la agricultura orgánica. *Revista Agricultura Orgánica*, Año 8(2), 26-30. Cuba
- [36] Bustamante, M. Plaguicidas botánicos; una mentira o una alternativa para el pequeño agricultor. Citado en Silva G., Lagunes A, Rodríguez J, Rodríguez D. (2002). Insecticidas vegetales: una vieja y nueva alternativa para el manejo de plagas. *Revista Manejo Integrado de Plagas y Agroecología*. 66, 4-12.
- [37] Cortés H. (2011). Ventajas y desventajas de los insecticidas químicos y naturales. [Monografía licenciatura ambiental]. Poza Rica de Hidalgo Veracruz: Universidad Veracruzana, Facultad de Ciencias Químicas.
- [38] Morales J., Castillo J. y Luan I. (2010). Aceite esencial del fruto del Noni (*Morinda citrifolia: rubiaceae*) como larvicida del mosquito *Aedes aegypti (diptera: culicidae)*. *Revista Tecnociencia*, 12(1), 53-64.
- [39] Kim S, Lee D. (2014). Toxicity of basil and orange essential oils and their components against two coleopteran stored products insect pests. *Journal of Asia-Pacific Entomology*, 17, 13–17.

- [40] Pant M., Dubey S., Patanjali P., Naik S. y Sharma S. (2014). Insecticidal activity of eucalyptus oil nanoemulsion with karanja and jatropa aqueous filtrates. *International Biodeterioration & Biodegradation*, 91, 119-127.
- [41] Kah M., Hofmann T. (2014). Nanopesticide research: Current trends and future priorities. *Environment International*, 63, 224-235.
- [42] Khot L., Sankaran S., Maja J., Ehsani R. y Schuster E. (2012). Applications of nanomaterials in agricultural production and crop protection: A review. *Crop Protection*, 35, 64-70.
- [43] Nennha G., Ibrahim S. y Al-Assiuty B. (2015). Chemical composition, insecticidal activity and persistence of three Asteraceae essential oils and their nanoemulsions against *Callosobruchus maculatus* (F.). *Journal of Stored Products Research*, 61, 9-16.
- [44] Younis G. (2013). The Effect of Some Extracts on the Stone Fruit Aphid “*Hyalopterus pruni*” in Duhok Region. *Int. J. Pure Appl. Sci. Technol*, 18(2), 39-44.
- [45] Lozano W. (2012). Uso del extracto de fique (*furcraea* sp.) como coadyuvante de coagulación en tratamiento de lixiviados. *Revista internacional de contaminación ambiental*, 28(3), 219-227.
- [46] *Producción y zonas de producción del fique*. Recuperado el 20 de mayo de 2015 de https://www.finagro.com.co/sites/default/files/node/basic-page/files/fique_-_anuario_2013.pdf.
- [47] *El fique y las fibras duras en el mundo*. Recuperado el 20 de mayo de 2015 de <http://www.cccauca.org.co/CONFIQUE/confique.html>.
- [48] *Tendencias del fique en el mundo*. Recuperado el 20 de mayo de 2015 de <http://www.cccauca.org.co/CONFIQUE/confique.html>.
- [49] Agenda interna para la productividad y la competitividad: documento regional Cauca. Departamento Nacional de Planeación. Bogotá, Junio de 2007.
- [50] *Producción y zonas de producción del fique*. Recuperado el 20 de mayo de 2015 de https://www.finagro.com.co/sites/default/files/node/basic-page/files/fique_-_anuario_2013.pdf.
- [51] Federación nacional de cultivadores y artesanos del fique - “FEDEFIQUE”. Guía ambiental para el subsector fique (30-31). Recuperado el 20 de mayo de 2015 de http://www.cortolima.gov.co/SIGAM/nuevas_guias/fique.pdf.
- [52] Mastrogiovani M. (2012). Extracción, purificación y caracterización primaria de saponinas de *Quillaja brasiliensis* (Tesis de grado). Universidad de la Republica. Montevideo, Uruguay.
- [53] García D. y Gutiérrez D. (2007). Rastreo cualitativo de alcaloides, saponinas y glicósidos cianogénicos en malezas usadas como forrajes en el estado de Querétaro. Facultad de Química. Universidad Autónoma de Querétaro.

- [54] Díaz L. (2009). Interacciones moleculares entre plantas y microorganismos: saponinas como defensas químicas de las plantas y su tolerancia a los microorganismos. *Revista de Estudios Transdisciplinarios*, 1(2), 32-55.
- [55] Hernández R., Lugo E., Díaz L. y Villanueva S. (2005). “Extracción y cuantificación indirecta de las saponinas de agave lechuguilla Torrey”. *Revista digital, científica y tecnológica e-Gnosis*, 3. Universidad de Guadalajara. Guadalajara, México.
- [56] Ciclo biológico de los áfidos. Recuperado el 25 de mayo de 2015 de <http://www.juntadeandalucia.es/agriculturaypesca/visorraif/Ayudas/TrigoDuro/1102.pdf>.
- [57] Tomanović Ž., Starý P., Kavallieratos N., Gagić V., Plećaš M., Janković M., Rakhshani E., Četković A. y Petrović A. (2012). Aphid parasitoids (*Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae*) in wetland habitats in western Palaearctic: key and associated aphid parasitoid guilds. *Annales- Societe Entomologique de France* (n.s.), 48(1-2), 189-198.
- [58] *Hyalopterus pruni*. Recuperado el 25 de mayo de 2015 de <http://www.agrologica.es/informacion-plaga/pulgon-harinoso-ciruelo-hyalopterus-pruni/>.
- [59] Influentialpoints. *Hyalopterus pruni*: Mealy plum aphid. Recuperado el 25 de mayo de 2015 de http://influentialpoints.com/Gallery/Hyalopterus_pruni_Mealy_Plum_Aphid.htm.
- [60] Ciclo biológico de los áfidos. Recuperado el 25 de mayo de 2015 de https://alojamientos.uva.es/guia_docente/uploads/2012/427/52020/1/Documento1.pdf.
- [61] J. A. Palafox. (2014) .Partenogénesis en *Dactylopius opuntiae* (Cockerell, 1896) (*Hemiptera:Dactylopiidae*). División de ciencias biológicas y ambientales. Universidad de Guadalajara.
- [62] Ciclo biológico de los áfidos. Recuperado el 25 de mayo de 2015 de <http://www.backyardnature.net/es/aphids~.htm>.
- [63] Lanteri A., Confalonieri V. y Rodruigero M. (2010). Formas curiosas de reproducción animal: La partenogénesis. *Revista Ciencia Hoy*, 20(119).
- [64] A. Ramos (2005) Uso adecuado y eficaz de cultivos para la protección de cultivos. Bogotá: Produmedios.
- [65] Barczak T., Bennewicz J. y Kaminski P. (2013). Parasitoids (hymenoptera: braconidae, aphidiinae) of the mealy plum aphid *Hyalopterus pruni* (*geoffr.*) on common reed (*Phragmites australis*) in different types of habitat in Poland. *Archives of Biological Science. Belgrade*. 65(1), 71-79.
- [66] Halima-Kamel B., Lassaad M., Hatem K., y Sana Z. (2013). Natural Enemies of *Hyalopterus pruni* Species Complex in Tunisia. *Tunisian Journal of Plant Protection*, 8(2).
- [67] Leroy P., Almohamad R., Attia S., Capella Q., Verheggen F., Haubruge E. y Francis F. (2014). Aphid honeydew: An arrestant and a contact kairomone for *Episyrphus balteatus* (Diptera: Syrphidae) larvae and adults. *European Journal entomology*. 111(2).

- [68] Chrysoperla carnea. Recuperado el 27 de mayo de 2015 de <http://www.controlbiologico.info/index.php/es/organismos-de-control-biologico/ocb-comerciales-enemigos-naturales/chrysoperla-carnea>
- [69] Ganchev D., Marinov M., Zlateva M., Prodanova R., Nikolov A., Krustev S. y Stoyanov N. (2013). In vivo insecticidal activity of cyclopentanespiro-5-hydantoin and its two derivatives towards Mealy plum aphid (*Hyalopterus pruni*) and their effect on *Prunus cerasifera*. Trabajos científicos. Universidad de Rousse. 52, Serie 10.2.
- [70] Bartual J.(2012). Plagas del granado I: eficacia de insecticidas para el control de pulgones. *Horticultura global*, 304, 20-24.
- [71] Hill, G. (2015). “Bee brains and colony health jeopardised by pesticide exposure”. Recuperado el 6 de Junio de 2015 del sitio web de la Universidad de Dundee de Escocia: <http://www.dundee.ac.uk/news/2015/bee-brains-and-colony-health-jeopardised-by-pesticide-exposure.php>.
- [72] Benkenstein L. (2009). Evaluación de tratamiento anticipado con curasemillas insecticidas y su efecto en la calidad fisiológica de semilla de soja (*Glycine max*). (Tesis de grado). Universidad Católica Nuestra Señora de Asunción. Itapúa, Paraguay.
- [73] Sánchez N. Rodríguez M. y Sarria V. (2006). Pesticidas obsoletos en Colombia: situación actual y alternativas de tratamiento y disposición. *Revista de Ingeniería de la Universidad de los Andes*, 23, 13-22.
- [74] Allsopp M. y Costner P. Efectos de los plaguicidas organoclorados en la salud pública. Recuperado el 25 de mayo de 2015 de http://www.rapam.org/organoclorados_y_la_salud_pblica.html.
- [75] Baddii M. y Varela S. (2008). Insecticidas organofosforados: efectos sobre la salud y el ambiente. *CULCyT, toxicología de insecticidas*. 28.
- [76] Delgadillo O., Camacho A., Pérez L. y Andrade M. (2010). Depuración de aguas residuales por medio de humedales artificiales. 7-19. Disponible en http://www.infoandina.org/sites/default/files/publication/files/depuracion_de_aguas_residuales_por_medio_de_humedales_artificiales.pdf.
- [77] Gambrell, P. Trace and toxic metals in wetlands- A review. Citado en: Hidalgo J., Montano J. y Estrada M. (2005). Recientes aplicaciones de la depuración de aguas residuales con plantas acuáticas. *Theoria*, 14(1), 17-25.
- [78] Ríos K., Peñuela G. (2014). Degradación del clorotalonilo por un consorcio microbiano aislado de humedales construidos en ensayos de laboratorio. *Actual Biol*, 37(102), 255-265.
- [79] Mosquera Y., Lara J. (2012). Tratamiento de lixiviados mediante humedales artificiales: revisión del estado del arte. *Revista Tumbaga*, 7, 73-99.
- [80] Pérez N., Peña M. y Sanabria J. (2011). Comunidades bacterianas involucradas en el ciclo del nitrógeno en humedales construidos. *Revista Ingeniería y Competitividad*, 11(2), 83-92.

- [81] Fernández J., Beascochea E., Muñoz J. y Fernández M. Manual de fitodepuración. Filtros de macrófitas en flotación [internet]. [Consultado 2015 Jun 14]. Disponible en: http://www.ciencias-marinas.uvigo.es/bibliografia_ambiental/outros/Manual%20de%20fitodepuracion/Capitulos%207.pdf
- [82] Pigmentos fotosintéticos. Recuperado el 12 de junio de 2015 de http://www.virtual.unal.edu.co/cursos/ciencias/2000051/lecciones/cap02/02_04.htm.
- [83] Riquelme A., Pinto M. y Berti M. (2002). Guía de Laboratorio Técnicas bioquímicas de uso en agronomía: Análisis espectrofotométrico de clorofila. Facultad de ciencias agronómicas. Laboratorio de Bioquímica. Universidad de Chile
- [84] Clorosis en las plantas. Recuperado el 25 de mayo de 2015 de http://extension.illinois.edu/focus_sp/chlorosis.cfm.
- [85] Perea C. y Núñez S. (s.f). Importancia de los pulgones del trigo en el Uruguay. La Estanzuela Centro de Investigaciones Agrícolas "Alberto Boerger" citado en: Imwinkelried, J., Fava F. y. Trumper E. (2004). Pulgones que atacan al cultivo de trigo. Instituto Nacional de tecnología Agropecuaria. Boletín N°7.
- [86] Dughetti A. (2012). Pulgones clave para identificar las formas ápteras que atacan a los cereales. Red de Información Agropecuaria Nacional. Recuperado el 16 de junio de 2015 de http://inta.gob.ar/documentos/pulgones-clave-para-identificar-las-formas-apteras-que-atacan-a-los-cereales/at_multi_download/file/INTA%20-%20Pulgones.pdf.
- [87] Castro A., Rumi C. y Arriaga H. (s.f). Alteraciones en el crecimiento radical de cultivares de sorgo infestados con pulgón verde, citado en: Villalba M. y V. Gómez. (2011). Eficacia de insecticidas sistémicos en el control de plagas tempranas del trigo. *Revista Investigación agraria*, 13(2):101-106.
- [88] Montoya J., Ceballos L., Casas J. y Morató J. (2010). Estudio comparativo de la remoción de materia orgánica en humedales construidos de flujo horizontal subsuperficial usando tres especies de macrófitas. *Revista EIA*, 14, 75-84.
- [89] Bown D. Encyclopaedia of Herbs and their Uses. Citado en *Phragmites australis* - (Cav.)Trin. ex Steud. Recuperado el 14 de junio de 2015 de <http://www.pfaf.org/user/Plant.aspx?LatinName=Phragmites+australis>.

ANEXOS

ANEXO A. DATOS OBTENIDOS DURANTE LA INVESTIGACIÓN

A.1. Evaluación cualitativa de los humedales

Tabla 1. Datos obtenidos del humedal Control

Semana	Número total de hojas	Número de hojas afectadas por el áfido	Número de hojas amarillas
1	61	39	25
2	66	52	24
3	71	33	29
4	76	42	33
5	82	28	36
6	87	33	32
7	87	46	32
8	91	49	36
9	90	44	31
10	92	30	35
11	94	35	43
12	95	26	38

Tabla 2. Datos obtenidos del humedal 1A

Semana	Número total de hojas	Número de hojas afectadas por el áfido	Número de hojas amarillas
1	53	36	21
2	57	27	25
3	60	13	29
4	66	7	28
5	70	10	25
6	72	17	28
7	75	12	29
8	79	13	31
9	84	18	31
10	85	9	32
11	79	4	24
12	78	5	26

Tabla 3. Datos obtenidos del humedal 1B

Semana	Número total de hojas	Número de hojas afectadas por el áfido	Número de hojas amarillas
1	59	24	16
2	61	13	19
3	67	3	16
4	69	5	15
5	80	10	17
6	79	13	16
7	83	11	18
8	88	17	17
9	91	24	17
10	92	27	27
11	94	9	31
12	94	14	39

Tabla 4. Datos obtenidos del humedal 2A

Semana	Número total de hojas	Número de hojas afectadas por el áfido	Número de hojas amarillas
1	60	26	17
2	63	18	17
3	71	16	21
4	74	14	25
5	80	9	22
6	82	8	21
7	87	17	20
8	93	12	20
9	93	11	20
10	95	4	25
11	98	6	24
12	92	8	23

Tabla 5. Datos obtenidos del humedal 2B

Semana	Número total de hojas	Número de hojas afectadas por el áfido	Número de hojas amarillas
1	57	37	20
2	55	9	18
3	62	2	20
4	64	1	23

5	67	2	19
6	70	3	23
7	72	6	22
8	73	11	20
9	69	4	25
10	66	4	22
11	66	3	17
12	57	4	19

Continuación Tabla 5

Tabla 6. Datos obtenidos del humedal 3A

Semana	Número total de hojas	Número de hojas afectadas por el áfido	Número de hojas amarillas
1	57	31	18
2	62	17	21
3	70	7	24
4	71	11	19
5	80	11	25
6	81	14	20
7	84	5	19
8	91	5	20
9	92	2	18
10	91	3	26
11	86	3	19
12	74	0	15

Tabla 7. Datos obtenidos del humedal 3B

Semana	Número total de hojas	Número de hojas afectadas por el áfido	Número de hojas amarillas
1	54	27	21
2	58	30	11
3	63	29	26
4	63	25	25
5	68	5	20
6	70	10	20
7	72	19	21
8	75	9	19
9	73	4	25
10	67	4	22
11	65	2	15
12	58	0	15

A.2. Pruebas de clorofila

Tabla 8. Resultados de las Pruebas de Clorofila

Semana	Humedal Control	Humedal 1A	Humedal 1B	Humedal 2A	Humedal 2B	Humedal 3A	Humedal 3B
1	0.387	0.220	1.024	0.263	0.397	0.351	0.236
3	1.825	0.420	1.037	1.224	0.818	1.409	0.682
5	1.235	0.853	0.975	0.978	1.463	1.088	1.172
7	1.003	0.711	1.583	1.236	1.308	1.114	1.373
9	0.893	1.515	1.871	1.844	1.503	1.977	1.456
11	1.225	1.634	1.245	0.939	1.063	1.226	1.050

Unidades: mg chl/g de tejido vegetal

A.3. Pruebas de pH y temperatura

Tabla 9. Resultados de análisis de pH y Temperatura de cada humedal

<i>Muestreo 1</i>								
	<i>HCon</i>	<i>H1A</i>	<i>H1B</i>	<i>H2A</i>	<i>H2B</i>	<i>H3A</i>	<i>H3B</i>	<i>LAGUNA</i>
<i>T°(°C)</i>	18	18	18	18	19	18	18	21
<i>pH</i>	6.86	6.63	7.4	6.83	6.62	6.75	6.57	9.66
<i>Muestreo 2</i>								
<i>T°(°C)</i>	23	22	23	22	21	21	20	23
<i>pH</i>	6.57	6.43	6.88	6.22	6.86	6.95	6.99	6.57
<i>Muestreo 3</i>								
<i>T°(°C)</i>	19	18.5	20	20	18.5	19	18,5	21
<i>pH</i>	6.79	5.74	7.09	7.12	6.63	6.59	6.64	6.86
<i>Muestreo 4</i>								
<i>T°(°C)</i>	17	17	17	17	17	18	18	21
<i>pH</i>	6.40	6.78	6.46	6.63	6.23	5.99	6.30	6.05
<i>Muestreo 5</i>								
<i>T°(°C)</i>	19	20	22	20	19	21	20	22
<i>pH</i>	7.23	7.89	7.91	8.03	7.28	7.61	7.43	7.68

A.4. Caracterizaciones del agua de entrada de los humedales y del licor de fique

Tabla 10. Caracterización del agua de entrada de los Humedales piloto

PARAMETRO	MÉTODO DE REFERENCIA	RESULTADO
Nitratos***	SM 4110 B; Ed. 2012	1.674 mg NO ₃ ⁻ /L
Nitritos***	SM 4110 B; Ed. 2012	< 0.090mgNO ₂ ⁻ /L
Conductividad***	SM 2510 B; Ed. 2012	93.0µS/cm

DBO5*	SM 5210 D; Ed. 2012	< 5 mg DBO5/L
DQO*	SM 5220 D; Ed. 2012	< 25.0 mg O ₂ /L
Sólidos suspendidos totales (SST)*	SM 4110 B; Ed. 2012	<25.0 mg/L

*Parámetro acreditado por el IDEAM; **Parámetro acreditado por la ONAC; ***Parámetro acreditado por ONAC e IDEAM

Continuación de la Tabla 10