

UNIVERSIDAD NACIONAL DE PIURA

Facultada de Ingeniería de Minas
Escuela Profesional de Ingeniería Química



TESIS

**“OBTENCIÓN DE UN BIOCIDA NATURAL A PARTIR
DE LA PLANTA IPOMEA CARNEA (BORRACHERA)
PARA EL CONTROL DEL SPODOPTERA FRUGIPERDA
(GUSANO COGOLLERO)”**

Presentada por:

Br. MARÍA JOSÉ RECABARREN MANRIQUE

**PARA OPTAR EL TITULO PROFESIONAL DE
INGENIERO QUIMICO**

Línea de investigación: Ingeniería Química, de Materiales y Procesos

Piura-Perú

2019

FORMATO N°7

DECLARACIÓN JURADA DE ORIGINALIDAD DE LA TESIS

Yo, MARÍA JOSÉ RECABARREN MANRIQUE identificada con CU/DNI N°72797971, Bachiller de Escuela Profesional de INGENIERIA QUIMICA, de la Facultad de INGENIERIA DE MINAS y domiciliada en BLOCK MILITAR 5-E Barrio Particular, Distrito Pariñas, Provincia TALARA, Departamento PIURA, Celular 956595701, Email: mrecabarren0608@gmail.com.

DECLARO BAJO JURAMENTO: que la tesis que presento es original e inédita, no siendo copia parcial ni total de una tesis desarrollada, y/o realizada en el Perú o en el Extranjero, en caso contrario de resultar falsa la información que proporciono, me sujeto a los alcances de lo establecido en el Art. N° 411, del código Penal concordante con el Art. 32° de la Ley N° 27444, y Ley del Procedimiento Administrativo General y las Normas Legales de Protección a los Derechos de Autor.

En fe de lo cual firmo la presente.

Piura, 19 de Junio del 2019

MARÍA JOSÉ RECABARREN MANRIQUE

DNI N° 72797971

Artículo 411.- El que, en un procedimiento administrativo, hace una falsa declaración en relación con hechos o circunstancias que le corresponde probar, violando la presunción de veracidad establecida por ley, será reprimido con pena privativa de libertad no menor de uno ni mayor de cuatro años.

Art. 4. Inciso 4.12 del Reglamento del Registro Nacional de Trabajos de Investigación para optar grados académicos y títulos profesionales –RENATI Resolución de Consejo Directivo N° 033-2016-SUNEDU/CD

UNIVERSIDAD NACIONAL DE PIURA

FACULTAD DE INGENIERÍA DE MINAS
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA QUÍMICA



“OBTENCIÓN DE UN BIOCIDA NATURAL A PARTIR DE LA PLANTA
IPOMEA CARNEA (BORRACHERA) PARA EL CONTROL DEL
SPODOPTERA FRUGIPERDA (GUSANO COGOLLERO)”

Línea de investigación: Ingeniería Química, de Materiales y Procesos

DR. ING. ROYVELY CARHUACHIN GUTIERREZ
PRESIDENTE

ING. OSCAR ANTONIO ALIAGA FLORES M.SC.

SECRETARIO

ING. CARLOS MARCHENA TORRES

VOCAL



UNIVERSIDAD NACIONAL DE PIURA
FACULTAD DE INGENIERIA DE MINAS
DECANATO

"AÑO DE LA LUCHA CONTRA LA CORRUPCIÓN Y IMPUNIDAD"

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

Los Miembros del Jurado Calificador nombrados mediante Resolución N° 623-CF-19, de fecha cuatro de julio de dos mil diecinueve, que suscriben, reunidos el día jueves veinticinco de julio de dos mil diecinueve, a horas 1:00. p.m., en la sala de conferencias - FIM, para la sustentación de la Tesis titulada "OBTENCION DE UN BIOCIDA NATURAL A PARTIR DE LA PLANTA IPOMEA CARNEA (BORRACHERA) PARA EL CONTROL DEL SPODOPTERA FRUGIPERDA (GUSANO COGOLLERO)", conducida por la señorita Bachiller en Ingeniería Química **RECABARREN MANRIQUE MARÍA JOSÉ**; cuenta con el asesoramiento del Ing° **RAUL IZQUIERDO GONZALEZ M.Sc.** Efectuadas las observaciones y dadas las respuestas, la declaran:

DESAPROBADA	A P R O B A D A			
	Bueno	Muy Bueno	Sobresaliente	Excelente
	-----	-----	----- X -----	-----

En consecuencia, queda en condición de ser calificada **APTA** y solicitar al Consejo Universitario de la Universidad Nacional de Piura, le otorgue el **TITULO PROFESIONAL DE INGENIERA QUÍMICA**, de conformidad con lo estipulado en las normas legales vigentes de la Universidad Nacional de Piura.

Piura, 25 de julio de 2019.


ING° ROYVELI CARHUACHIN GUTIERREZ M.Sc.
Presidente del jurado calificador


ING° OSCAR ANTONIO ALIAGA FLORES, M.Sc.
Secretario del jurado calificador


ING° CARLOS IVAN MARCHENA TORRES M.Sc.
Vocal del Jurado Calificador

YMN.

DEDICATORIA

Esta tesis se la dedico principalmente a Dios, por darme la fuerza para seguir adelante y no amilanarme ante los obstáculos que se presentaban, el cual me enseña siempre hacer frente a cualquier adversidad.

A mi familia por haber sido mi apoyo a lo largo de toda mi carrera universitaria y a lo largo de mi vida. A todas las personas especiales que me acompañaron en esta etapa, aportando a mi formación tanto profesional y como ser humano.

A mi asesor por todo su apoyo, paciencia y consejos en el transcurso de la elaboración de esta tesis.

AGRADECIMIENTOS

En primer lugar, agradezco a Dios y a mi familia por su apoyo y cariño incondicional.

Agradezco a la Universidad Nacional de Piura, por haberme permitido ser parte de ella y estudiar mi carrera; también por permitirme utilizar sus instalaciones de laboratorio para realizar los diferentes análisis necesarios para sustentar mi tesis, agradezco también a los diferentes docentes que me brindaron sus conocimientos y experiencias de la profesión de Ingeniería Química.

Agradezco a mi asesor de tesis el Ing. Raúl Izquierdo González M.Sc. por haberme brindado la oportunidad de recurrir a su conocimiento sobre la carrera y también agradecerle al Ing. Fabián Carrillo por el apoyo con su experiencia en el área de Entomología.

INDICE

INTRODUCCIÓN.....	1
I. ASPECTOS DE LA PROBLEMÁTICA.....	3
1.1. Descripción de la realidad problemática	3
1.1.1. Formulación del problema.....	3
1.2. Justificación e importancia de la investigación	3
1.3. Objetivos	3
1.3.1. Objetivo general	3
1.3.2. Objetivos específicos.....	4
1.4. Delimitación de la investigación delimitación espacial y temporal	4
II. MARCO METODOLÓGICO	5
2.1. ANTECEDENTES DE LA INVESTIGACIÓN	5
2.1.1. GARCÍA NARVAEZ, G. Y TARANGO RIVERO, S.H. (2009). “Manejo biorracional del gusano cogollero en maíz”.....	5
2.1.2. SABOGAL DUNIN, A.B. (2007). “Estado actual de la investigación sobre <i>Ipomoea carnea</i> : toxicidad en ganado caprino”	5
2.1.3. HUEZA, I.M Y GÓRNIK, S.L. (2011). “Los efectos inmunomoduladores de <i>Ipomoea carnea</i> en ratas varían según la etapa de la vida”.....	6
2.1.4. LOPEZ BELLIDO, F.J. Y LOPEZ BELLIDO, L. (2013). “Selenio y salud; valores de referencia y situación actual de la población española”.....	6
2.1.5. SAIFUDDIN KHALID, M; RAJNISH KUMAR S.I.V; NARASIMHA REDDY; SHAH JINESH, K.B; SUNIL KUMAR, G.N; SANTOSH KUMAR, K; SRINIVAS RAO. (2011). “Actividad Anti Inflamatoria del Extracto Acuoso de <i>Ipomoea Carnea</i> ”.....	7
2.1.6. ARIAS ORTIZ, H. M; LÓPEZ BEDOYA, A; BERNAL VERA, M. E. Y CASTAÑO RAMÍREZ, E. (2011). “Caracterización Ecológica y Fotoquímica de la Batatilla <i>Ipomoea Purpurea</i> L. Roth (<i>Solanales, Convolvulaceae</i>) En el Municipio de Manizales”.....	7
2.2. BASES TEÓRICAS	7
2.2.1. Biocidas (o productos fitosanitarios)	7
2.2.2. PLANTA BORRACHERA (<i>Ipomoea Carnea</i>)	13
2.2.3. Selenio.....	16
2.2.4. Principios del proceso de disolución.....	17
2.2.5. Gusano cogollero (<i>S. frugiperda</i>)	30
2.3. HIPÓTESIS	36
III. MATERIALES Y METODOS	37
3.1. LOCALIZACIÓN Y CARACTERIZACIÓN DEL LUGAR.....	37
3.1.1. Lugar y Fecha de Ejecución.....	37
3.1.2. Duración del experimento.....	37

3.2.	MATERIALES Y EQUIPOS.....	37
------	---------------------------	----

3.2.1. Materiales.....	37
3.3. MÉTODOS Y PROCEDIMIENTOS.....	38
3.3.1. Fase de campo.....	38
3.3.2. Fase de Laboratorio.....	39
3.4. Análisis estadístico.....	41
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	42
4.1. RESULTADOS.....	42
4.1.1. Fase de campo.....	42
4.1.2. Fase de Laboratorio.....	44
4.2. DISCUSIÓN.....	67
V. CONCLUSIONES.....	69
VI. RECOMENDACIONES.....	70
VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	71
VIII. ANEXOS.....	73

INDICE DE CUADROS

Cuadro 2.1 Contenido de selenio en <i>Ipomoea carnea</i> en los suelos del lugar de estudio	4
Cuadro 2.2. Fitosanitarios de utilidad como insecticidas.....	9
Cuadro 2.3. Fitosanitarios de utilidad como fungicidas.....	9
Cuadro 2.4. Fitosanitarios de utilidad como herbicidas	10
Cuadro 2.5. Solubilidades de algunos alcoholes en agua y en hexano.....	28
Cuadro 2.6. Productos de solubilidad de algunos compuestos iónicos ligeramente Solubles a 25°C	31
Cuadro 2.7. Ubicación taxonómica de <i>Spodoptera frugiperda</i>	36
Cuadro 2.8. Duración de los diferentes estados biológicos de <i>S. Frujiperpa</i> en relación con la temperatura	37
Cuadro 3.1. Materiales de campo.....	43
Cuadro 3.2. Materiales de laboratorio	44
Cuadro 3.3. Equipos de laboratorio	44
Cuadro 4.1. Propiedades de extracto de flores, hojas y tallos.....	51
Cuadro 4.2. Propiedades de extracto de flores	51
Cuadro 4.3. Propiedades de extracto de hojas y tallos	52
Cuadro 4.4. Número de larvas de <i>S.Frujiperda</i> antes y después de la aplicación del extracto de hojas y tallo.....	56
Cuadro 4.5. Número de larvas de <i>S.Frujiperda</i> antes y después de la aplicación del extracto de flores	57
Cuadro 4.6. Número de larvas de <i>S.Frujiperda</i> antes y después de la aplicación del extracto de flores, hojas y tallos.....	58
Cuadro 4.7. Resumen del número de larvas de <i>S.Frujiperda</i> antes y después de la aplicación de los tres extractos: hojas y tallo; flor; flores, hoja y tallos	59
Cuadro 4.8. Número de larvas de <i>S.Frujiperda</i> ante y después de la aplicación del extracto de hojas y tallos	60
Cuadro 4.9. Porcentaje de larvas de <i>S.Frujiperda</i> antes y después de la aplicación del extracto de flores	61

Cuadro 4.10. Porcentaje de larvas de *S.Frujiperda* antes y después de la aplicación del extracto de flores, hojas y tallos.....62

Cuadro 4.11. Resumen del porcentaje de larvas de *S.Frujiperda* antes y después de la aplicación de los tres extractos: hojas y tallo; flor; flores, hoja y tallos63

INDICE DE FIGURAS

Figura 2.1. <i>Ipomoea carnea</i>	12
Figura 2.2. Transporte de Se, desde su absorción del suelo por la raíz mediante transportadores de sulfato hasta su volatilización como dimetilselenuro (DMSe) y dimetildiselenuro (DMDS _e)	14
Figura 2.3. Ilustración esquemática del proceso de disolución de un sólido iónico en agua	19
Figura 2.4. Iones Na ⁺ y Cl hidratados.....	20
Figura 2.5. Representación de las tres contribuciones entálpicas al calor de disolución total de un soluto.....	21
Figura 2.6. Análisis de los cambios de entalpía que acompañan al proceso de disolución	22
Figura 2.7. Formación de una disolución homogénea entre CCl ₄	24
Figura 2.8. Disolución en la que está presente un exceso de soluto iónico	25
Figura 2.9. El acetato de sodio forma fácilmente disoluciones sobresaturadas en agua	26
Figura 2.10. Acetona	27
Figura 2.11. Interacciones de puentes de hidrógeno entre las moléculas de etanol.....	27
Figura 2.12. Estructura de la glucosa.....	28
Figura 2.13. Solubilidades de varios compuestos iónicos en agua en función de la temperatura	29
Figura 2.14. Secuencia de pasos: a) para calcular K _{ps} a partir de los datos de solubilidad y b) para calcular la solubilidad a partir de los datos de K _{ps}	32
Figura 2.15. Masa de huevos del gusano.....	37
Figura 2.16. Larva madura del gusano cogollero en una hoja de maíz, que muestra las tres bandas claras a lo largo del cuerpo y la “Y” invertida en la cabeza	38
Figura 2.17. Pupa del gusano cogollero en el suelo, Al pie de la planta de la que la larva se Alimentó	38
Figura 2.18. Adulto macho del gusano cogollero.....	39
Figura 2.19. Daño por larvas jóvenes de <i>S. frugiperda</i> en el cogollo de plantas de maíz.....	40
Figura 2.20. Daño por larvas maduras de <i>S. frugiperda</i> en plantas de maíz	40
Figura 2.21. Ciclo Biológico de <i>Spodoptera Frujiperda</i>	41

Figura 2.22. Estadios Larvales de <i>Spodoptera Frujiperda</i>.....	41
Figura 4.1. Plantas de <i>Ipomoea carnea</i> en el distrito de Las Lomas	48
Figura 4.2. Flores, hojas y tallos de <i>Ipomoea carnea</i>.....	48
Figura 4.3. Flores, hojas y tallos de <i>Ipomoea carnea</i> secas después de pasar por la estufa al medio ambiente.....	49
Figura 4.4. Plantación de maíz en el campus de la U.N.P de donde se recolectaron los huevos de <i>S.Frugiperda</i>	49
Figura 4.5. Planta de maíz con hojas con agujeros que dejan las larvas de <i>S.frujiperda</i>	50
Figura 4.6. Camada de huevos de <i>S.Frujiperda</i> en hoja de maíz.....	50
Figura 4.7. Extracto de Flores, hojas y tallos de <i>Ipomoea carnea</i>	51
Figura 4.8. Extracto de flores de <i>Ipomoea carnea</i>	52
Figura 4.9. Extracto de hojas y tallos de <i>Ipomoea carnea</i>.....	52
Figura 4.10. Crianza de las larvas de <i>S.frujiperda</i>. Táper destapado.....	53
Figura 4.11. Crianza de las larvas de <i>S.frujiperda</i>. Táper cerrado	53
Figura 4.12. Cuatro tapers con cinco larvas cada uno que se les va aplicar el extracto de flor, hoja y tallo de <i>Ipomoea carnea</i>	54
Figura 4.13. Cuatro tapers con cinco larvas cada uno que se les va aplicar el extracto de flores de <i>Ipomoea carnea</i>.....	54
Figura 4.14. Cuatro tapers con cinco larvas cada uno que se les va aplicar el extracto de hoja y tallo de <i>Ipomoea carnea</i>.....	55
Figura 4.15. Aplicación de un extracto a cuatro tapers con cinco larvas cada uno	55

INDICE DE GRÁFICOS

Gráfico 4.1. Número de larvas de <i>S.Frujiperda</i> antes y después de la aplicación del extracto de hojas y tallo.....	56
Gráfico 4.2. Número de larvas de <i>S.Frujiperda</i> antes y después de la aplicación del extracto de flores.....	57
Gráfico 4.3. Número de larvas de <i>S.Frujiperda</i> antes y después de la aplicación del extracto de flores, hojas y tallos.....	58
Gráfico 4.4. Resumen del número de larvas de <i>S.Frujiperda</i> antes y después de la aplicación de los tres extractos: Hojas y tallos; flores y flores, hojas y tallos.....	59
Gráfico 4.5. Porcentaje de larvas de <i>S.Frujiperda</i> antes y después de la aplicación del extracto de hojas y tallo.....	60
Gráfico 4.6. Porcentaje de larvas de <i>S.Frujiperda</i> antes y después de la aplicación del extracto de flores.....	61
Gráfico 4.7. Porcentaje de larvas de <i>S.Frujiperda</i> antes y después de la aplicación del extracto de flores, hojas y tallos.....	62
Gráfico 4.8. Resumen del porcentaje de larvas de <i>S.Frujiperda</i> antes y después de la aplicación de los tres extractos: Hojas y tallos; flores y flores, hojas y tallos.....	63

INDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Figuras de proceso de campo y laboratorio.....	82
Anexo 2. Datos de la evaluación de los extractos de la planta borrachera (<i>I. Carnea</i>) como biocida para el control de las larvas del gusano cogollero (<i>S.frujiperda</i>).....	93
Anexo 3. Normas técnicas de análisis.....	97

RESUMEN

Este trabajo de investigación titulado “**Obtención de un biocida natural a partir de la planta llamada borrachera (*Ipomoea carnea*) para el control del gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda*)**”, tiene como objetivo general: Obtención y evaluación a nivel de laboratorio de un biocida natural a partir de la planta llamada borrachera (*I. carnea*) para el control gusano cogollero (*S. frugiperda*). La metodología que se ha seguido para realizar el trabajo consiste en cuatro etapas: La primera etapa consistió en obtener plantas de borrachera (*I. carnea*) del distrito de las Lomas (provincia Piura, departamento de Piura). En la segunda etapa se obtuvo camadas de huevos del gusano cogollero (*S. frugiperda*) y se criaron las larvas hasta el estadio tres. En la tercera etapa se obtuvo tres extractos acuosos de la planta borrachera (*I. carnea*): (1) Extracto de tallos y hojas, (2) extracto de flores y (3) extracto de tallos, hojas y flores. En esta etapa también se evaluó el proceso de extracción acuosa a través de los parámetros: conductividad eléctrica, sólidos totales disueltos y pH; que se midieron durante el proceso de extracción cada hora durante 8 horas. En la cuarta etapa se aplicaron los extractos obtenidos a las larvas del gusano cogollero (*S. frugiperda*) Los resultados fueron que todos los extractos obtenidos tenían propiedades plaguicidas para el gusano cogollero.

Así tenemos que del extracto de tallos y hojas se obtuvo un volumen de 395 ml, el tiempo óptimo de extracción es de 4 horas, con una conductividad eléctrica máxima de 3.25 mS/cm, sólidos totales disueltos mayor a 2000 ppm, pH de 7.0, con una efectividad de 70 % de mortalidad para el gusano cogollero (*S. frugiperda*) y el TL50 fue de 47 horas, es decir que a las 47 horas ha matado el 50 % de las larvas. El extracto de flores se obtuvo un volumen de 395 ml, el tiempo óptimo de extracción es de 3 horas, con una conductividad eléctrica máxima de 2.74 mS/cm, sólidos totales disueltos mayor a 2000 ppm, pH de 6.2, con un efectividad de 85 % de mortalidad para el gusano cogollero (*S. frugiperda*) y el TL50 fue de 41 horas, es decir que a las 41 horas ha matado el 50 % de las larvas. . El extracto de tallos, hojas y flores, se obtuvo un volumen de 395 ml, el tiempo óptimo de extracción es de 4 horas, con una conductividad eléctrica máxima de 3.08 mS/cm, sólidos totales disueltos mayor a 2000 ppm, pH de 6.5, con una efectividad de 90 % de mortalidad para el gusano cogollero (*S. frugiperda*) y el TL50 fue de 36 horas, es decir que a las 36 horas ha matado el 50 % de las larvas.

En conclusión se obtuvieron tres extractos acuosos de la planta borrachera (*I. carnea*) con propiedades biocidas para el control del gusano cogollero (*S. frugiperda*). El orden de efectividad de los extractos obtenidos para el control del gusano cogollero es: (1) El extracto de tallos, hojas y flores, con 90 % de efectividad; (2) El extracto de flores, con 85 % de efectividad y (3) el extracto de tallos y hojas con 70 % de efectividad.

Palabras claves: Biocida natural – control – *S. frugiperda*

ABSTRACT

This research work entitled "Obtaining a natural biocide from the plant called drunkenness (*Ipomoea carnea*) for the control of the tender leaf-eating worm (*Spodoptera frugiperda*)", has as its general objective: Obtaining and evaluating at the laboratory level a natural biocide from the plant called borrachera (*I. carnea*) for the control of the tender leaf-eating worm (*S. frugiperda*). The methodology in which the work has been carried out consists of four stages: The first stage consisted of obtaining borrachera plants (*I. carnea*) from Las Lomas district (Piura province, department of Piura). In the second stage, litters of eggs of the tender leaf-eating worm (*S. frugiperda*) were obtained and the larvae were reared until stage three. In the third stage three aqueous extracts of the drunken plant (*I. carnea*) were obtained: (1) Extract of stems and leaves, (2) extract of flowers and (3) extract of stems, leaves and flowers. In this stage the process of aqueous extraction was also evaluated through the parameters: electrical conductivity, total dissolved solids and pH; that were measured during the extraction process every hour for 8 hours. In the fourth stage the obtained extracts were applied to the larvae of the tender leaf-eating worm (*S. frugiperda*).

The results were that all the obtained extracts had pesticide properties for the tender leaf-eating worm. So we have that the extract of stems and leaves was obtained a volume of 395 ml, the optimal time of extraction is 4 hours, with a maximum electrical conductivity of 3.25 mS/cm, total dissolved solids greater than 2000 ppm, pH of 7.0 and with a 70% mortality effectiveness for the tender leaf-eating worm (*S. frugiperda*) and the TL50 was 47 hours, that is to say that at 47 hours it has killed 50% of the larvae. The extract of flowers was obtained a volume of 395 ml, the optimal extraction time is 3 hours, with a maximum electrical conductivity of 2.74 mS/cm, total dissolved solids greater than 2000 ppm, pH of 6.2 and with an effectiveness of 85 % mortality for the fall tender leaf-eating worm (*S. frugiperda*) and the TL50 was 41 hours, that is to say that at 41 hours it has killed 50% of the larvae. The extract of stems, leaves and flowers, a volume of 395 ml was obtained, the optimal extraction time is 4 hours, with a maximum electrical conductivity of 3.08 mS/cm, Total dissolved solids greater than 2000 ppm, pH 6.5 and with a 90% effectiveness of mortality for the tender leaf-eating worm (*S. frugiperda*) and the TL50 was 36 hours, that is to say that at 36 hours it has killed 50% of the larvae.

In conclusion, three aqueous extracts of the drunken plant (*I. carnea*) with biocidal properties were obtained. control of the tender leaf-eating worm (*S. frugiperda*) The order of effectiveness of the extracts obtained for the control of the fall armyworm is: (1) The extract of stems, leaves and flowers, with 90% effectiveness, (2) The extract of flowers, with 85% effectiveness and (3) the extract of stems and leaves with 70% effectiveness.

Keywords: Natural biocide - control - *Ipomoea carnea*.

INTRODUCCIÓN

El maíz forma parte de la alimentación de los habitantes de la región Piura, del Perú y el mundo en general. La producción nacional de maíz amiláceo en el año 2006 fue de 249,100 TM (Sevilla, 2008). El cultivo del maíz es atacado por gusanos de lepidópteros, como el gusano cogollero (*S. frugiperda*), que provoca graves daños en la planta de maíz, llegando a provocar la pérdida total de la producción. Este hecho obliga al productor volver a realizar las siembras con la consecuente pérdida de recursos económicos. Además, esta plaga también ataca a otros cultivos como caña de azúcar, arroz, sorgo, avena, cebada, trigo, pastos, papa, tomate, tabaco, pepino, frijol, maní, algodón, camote (Injante Silva & Joyo Coronado, 2010).

Los biocidas de origen natural obtenidos a partir de plantas pueden ser una gran alternativa para el control del gusano cogollero. En la región Piura (distrito Las Lomas y otros), nace en forma silvestre y en gran cantidad una planta llamada comúnmente borrachera (*I. carnea*). Si bien es cierto, que esta planta está causando estragos en la crianza de ganado caprino, se ha investigado un biocida para el control de la plaga de gusano cogollero que ataca a muchos cultivos de nuestra región.

La hipótesis planteada en este estudio es: Se puede obtener un biocida natural a partir de la planta llamada borrachera (*I. carnea*) que pueda controlar el gusano cogollero (*S. frugiperda*).

La metodología que se ha seguido para realizar el trabajo consiste en cuatro etapas: La primera etapa consistió en obtener plantas de borrachera (*I. carnea*) del distrito de las Lomas (provincia Piura, departamento de Piura).

En la segunda etapa se obtuvo camadas de huevos del gusano cogollero (*S. frugiperda*) y se criaron las larvas hasta el estadio tres.

En la tercera etapa se obtuvo tres extractos acuosos de la planta borrachera (*I. carnea*): (1) Extracto de tallos y hojas, (2) extracto de flores y (3) extracto de tallos, hojas y flores. En esta etapa también se evaluó el proceso de extracción acuosa a través de los parámetros: conductividad eléctrica, sólidos totales disueltos y pH; que se midieron durante el proceso de extracción cada hora durante 8 horas.

En la cuarta etapa se aplicaron los extractos obtenidos a las larvas del gusano cogollero (*S. frugiperda*).

Los resultados fueron que todos los extractos obtenidos tenían propiedades plaguicidas para el gusano cogollero. Así tenemos que el extracto de tallos y hojas se obtuvo un volumen de 395 ml, el tiempo óptimo de extracción es de 4 horas, con una conductividad eléctrica máxima de 3.25 mS/cm, sólidos totales disueltos mayor a 2000 ppm, pH de 7.0 y con una efectividad de 70 % de mortalidad para el gusano cogollero (*S. frugiperda*) y el TL50 fue de 47 horas, es decir que a las 47 horas ha matado el 50 % de las larvas. El extracto de flores se obtuvo un volumen de 395 ml, el tiempo óptimo de extracción es de 3 horas, con una conductividad eléctrica máxima de 2.74 mS/cm, sólidos totales disueltos mayor a 2000 ppm, pH de 6.2 y con una efectividad de 85 % de mortalidad para el gusano cogollero (*S. frugiperda*) y el TL50 fue de 41 horas, es decir que a las 41 horas ha matado el 50 % de las larvas. El extracto de tallos, hojas y flores, se obtuvo un volumen de 395 ml, el tiempo óptimo de extracción es de 4 horas, con una conductividad eléctrica máxima de 3.08 mS/cm, sólidos totales disueltos mayor a 2000 ppm, pH de 6.5 y con una efectividad de 90 % de mortalidad para el gusano cogollero (*S. frugiperda*) y el TL50 fue de 47 horas, es decir que a las 47 horas ha matado el 50 % de las larvas. En conclusión se obtuvieron tres extractos acuosos de la planta borrachera (*I. carnea*) con propiedades biocidas para el control del gusano cogollero (*S. frugiperda*). El orden de efectividad de los extractos obtenidos para el control del gusano cogollero es: (1) El extracto de tallos, hojas y flores, con 90 % de efectividad; (2) El extracto de flores, con 85 % de efectividad y (3) el extracto de tallos y hojas con 70 % de efectividad.

Se recomienda realizar estudios para determinar la composición química y el principio activo que le da las propiedades biocidas a los extractos obtenidos. Aplicar los extractos obtenidos a diferentes diluciones para determinar la concentración mínima de los extractos que se debe aplicar para controlar la plaga del gusano cogollero (*S. frujiperda*). Realizar estudios para determinar el efecto biocida de los extractos obtenidos a otras plagas. Realizar estudios para obtención y evaluación de un biocida natural no acuso a partir de la planta llamada borrachera. Seguir desarrollando los estudios fitoquímicos de las plantas de la región Piura en beneficio de la agricultura.

I. ASPECTOS DE LA PROBLEMÁTICA

1.1. DESCRIPCIÓN DE LA REALIDAD PROBLEMÁTICA

El maíz forma parte de la alimentación de los habitantes de la región Piura, del Perú y el mundo en general. La producción nacional de maíz amiláceo en el año 2006 fue de 249,100 TM (Sevilla, 2008). El cultivo del maíz es atacado por gusanos de lepidópteros, como el gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda*), que provoca graves daños en la planta de maíz, llegando a provocar la pérdida total de la producción. Este hecho obliga al productor volver a realizar las siembras con la consecuente pérdida de recursos económicos. Además, esta plaga también ataca a otros cultivos como caña de azúcar, arroz, sorgo, avena, cebada, trigo, pastos, papa, tomate, tabaco, pepino, frijol, maní, algodón, camote (Injante Silva & Joyo Coronado, 2010).

El control químico del insecto se hace tradicionalmente con productos químicos de diversos ingredientes activos, y en general han mostrado buena efectividad, sin embargo, el uso indiscriminado de insecticidas químicos ocasiona altos costos, contaminación ambiental y la resistencia de la plaga a estos productos. Algunos insecticidas que se recomiendan para su control, son las que contengan cualquiera de los siguientes ingredientes activos: fosfuros, Carbaril, Metomil, Clorpirifos, Thiodicarb, Spinetoram. (INTAGRI, 2011).

1.1.1. Formulación del problema

Obtener un biocida natural obtenido a partir de la planta llamada borrachera que pueda controlar a la plaga llamada gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda*).

1.2. JUSTIFICACIÓN E IMPORTANCIA DE LA INVESTIGACIÓN

Los biocidas de origen natural obtenidos a partir de plantas pueden ser una gran alternativa para el control del gusano cogollero. En la región Piura (distrito Las Lomas y otros), nace en forma silvestre y en gran cantidad una planta llamada comúnmente borrachera (*Ipomoea carnea*). Esta planta es utilizada en la India como barrera o cerco contra los animales silvestres, para el control biológico y aplicada como insecticida natural (Dunin Borkowski, 2007). Si bien es cierto, que esta planta está causando estragos en la crianza de ganado caprino, es importante investigarla desde otro punto de vista, como el de biocida para el control de la plaga de gusano cogollero que taca a muchos cultivos de nuestra región. Si los resultados salen positivos los agricultores de nuestra región tendrían una nueva alternativa para el control de esta plaga.

1.3. OBJETIVOS

1.3.1. Objetivo general

Obtención y evaluación a nivel de laboratorio de un biocida natural a partir de la planta llamada borrachera (*ipomoea carnea*) para el control gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda*).

1.3.2. Objetivos específicos

- Obtención del biocida a partir de las hojas, tallos y flores de la planta llamada borrachera (*Ipomoea carnea*) con solvente agua.
- Medir el rendimiento de los extractos obtenidos como biocidas para el control del gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda*).

1.4. DELIMITACIÓN DE LA INVESTIGACIÓN DELIMITACIÓN ESPACIAL Y TEMPORAL

El trabajo se limita a realizar los estudios de la extracción del biocida a partir de la planta *Ipomoea carnea* de la región Piura.

II. MARCO METODOLÓGICO

2.1. ANTECEDENTES DE LA INVESTIGACIÓN

2.1.1. GARCÍA NARVAEZ, G. Y TARANGO RIVERO, S.H. (2009). “Manejo biorracional del gusano cogollero en maíz”.

El gusano cogollero *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) es una de las plagas más importantes del maíz (*Zea mays* L. emn, México). Éste es de los insectos que se dispersan y reproducen a través de todo el continente americano (Abbas et al. 1989). En las últimas décadas, el uso intensivo de plaguicidas de amplio espectro contra este insecto ha ocasionado el desarrollo de resistencia a la mayoría de los productos registrados para su control, además de resurgencia de plagas y contaminación ambiental (Morillo Notz 2003). Actualmente existen en el mercado nuevos y eficaces plaguicidas para el control de *S. frugiperda*, adicionalmente son de bajo impacto para el ambiente y selectivos para la fauna insectil benéfica. Dichos agroquímicos son conocidos como 2biorracionales2 e incluyen a los reguladores del crecimiento de insectos y a los productos derivados de fuentes naturales (Pineda et al. 2006). El control biológico del gusano cogollero también es una estrategia biorracional (Rodríguez 2007).

2.1.2. SABOGAL DUNIN, A.B. (2007). “Estado actual de la investigación sobre *Ipomoea carnea*: toxicidad en ganado caprino”

Ipomoea carnea, característica de los bosques secos del Perú, presenta dos subespecies: *carnea* y *fistulosa*. El estudio realiza una revisión bibliográfica de las causas de la toxicidad de *Ipomoea carnea* y de sus efectos tóxicos en el ganado caprino. Se estudia como causas de la toxicidad la presencia de los alcaloides *swansonina* y *calystegina* y la presencia de **selenio**. Se investiga la relación entre la distribución de selenio en el suelo y su la absorción por la planta en Jaguar Negro, Las Lomas y Coto de Caza El Angolo, en el departamento de Piura.

El género *Ipomoea* se encuentra presente en ecosistemas en los que predomina el estrato arbustivo o espacios abiertos, también está presente en ecosistemas secos de clima semidesérticos, en ellos sus brotes jóvenes son trepadores o bien rastreros. En ecosistemas de vegetación arbustiva seca o en savanas *Ipomoea* puede desarrollar como un arbusto de gran envergadura. Bajo el género *Ipomoea* encontramos árboles, arbustos y enredaderas que forman matorrales floridos. El género *Ipomoea* se encuentra en la formación Algarrobal- Zapotal en el Perú.

El selenio en las hojas de las plantas que crecieron en condiciones normales de suelos, se encuentra normalmente por debajo de 1 ppm y a menudo incluso por debajo de 0,1 ppm (0,07-0,06 mg/kg). En las plantas del lugar de estudio Las Lomas (Piura, Perú), que fueron recolectadas en campo, se encontró 1,6, 4,0 y 4,5 mg/kg de materia seca de selenio, un contenido que puede ser designado como elevado. Este contenido es aparentemente consecuencia del elevado contenido de selenio en el suelo de Las Lomas (0,5 mg/Kg).

Cuadro 2.1 Contenido de selenio en *Ipomoea carnea* en los suelos del lugar de estudio.

Lugar de estudio	Contenido de selenio en el suelo (ppm)	Parte de la Planta	Contenido de selenio materia seca (ppm)
Jaguay Negro	1.2 elevado	Tallos	0.4 bajo
		Hojas	0.5 bajo
		Semillas	0.5 bajo
Las Lomas	0.5 medio	Tallos	1.6 bajo
		Hojas	4.0 bajo
		Semillas	4.5 normal
Coto de Caza El Angolo	0.55 medio	No se realizó Análisis	No se realizó Análisis

Fuente: Dunin Borkowski A.S, 2007.

2.1.3. HUEZA, I.M Y GÓRNIAK, S.L. (2011). “Los efectos inmunomoduladores de *Ipomoea carnea* en ratas varían según la etapa de la vida”.

Ipomoea carnea Jacq. ssp. *fistulosa*, posee un componente tóxico: un alcaloide indolizidina swainsonina (SW), que tiene efectos inmunomoduladores debido a la inhibición del metabolismo de la glicoproteína. También se sabe que SW se excreta en tanto el líquido amniótico y la leche de las ratas hembras expuestas a *I. carnea*. Por lo tanto, el objetivo de este estudio fue determinar si la exposición SO, ya sea en el útero o de la leche de madres tratadas con *I. carnea*, modula la función inmune descendencia en la edad adulta. Además, los adultos (70 días de edad) y ratas jóvenes (21 días de edad) fueron expuestos a *I. carnea* con el fin de evaluar varios parámetros inmunológicos otros: los órganos linfoides peso relativo y la celularidad, la respuesta inmune humoral y celular. Descendencia expuesta al *I. carnea* durante la lactancia de desarrollar la artritis reumatoide (AR) en la edad adulta después de un desafío inmunogénico. Además, tanto adultos como ratas jóvenes expuestas a *I. carnea* de manifiesto discrepancias en varios parámetros inmunes, pero no muestran ninguna disminución en la respuesta inmune humoral, que se ha mejorado en ambas edades. Estos resultados indican que SW modula la función inmune en ratas adultas expuestas a SW durante la lactancia y en ratas jóvenes y adultos expuestos a SW como juveniles y adultos, respectivamente.

2.1.4. LOPEZ BELLIDO, F.J. Y LOPEZ BELLIDO, L. (2013). “Selenio y salud; valores de referencia y situación actual de la población española”.

El selenio (Se) ha pasado, en pocos años, a ser considerado solo como un elemento tóxico para atribuirle beneficios notables para la salud humana: desde las regulaciones hormonales y antioxidantes de las funciones tiroideas hasta los efectos anticancerígenos establecidos. El Se es un microelemento esencial para los humanos y el ganado, pero no para las plantas, que lo extraen del suelo de manera incidental. Por lo tanto, el estado de la población de un área depende en última instancia de su presencia en el suelo. En las últimas dos décadas, se ha demostrado que los requisitos individuales de Se son más altos que los valores mencionados para el Organismo oficial, y que deben considerarse no solo los efectos directos de la deficiencia, sino también los adecuados para lograr una salud óptima al maximizar / optimizar las proteínas Se.

En España, los pocos estudios sobre personas sanas muestran niveles bajos de Se en la sangre. Este hecho se ve corroborado por la baja concentración de Se en los principales grupos

de alimentos. Los cereales, más específicamente el trigo y los productos derivados, son uno de los grupos principales que proporcionan una mayor contribución de Se a la dieta. Sin embargo, las concentraciones de Se de trigo en España son bajas, lo que explica en parte los bajos niveles de sangre en la población española. Sería necesario involucrar a las Organizaciones Públicas Nacionales para aumentar el número de estudios sobre este tema, a fin de aclarar el alcance de las deficiencias de Se en la población española y evaluar posibles soluciones. En parte explicando los bajos niveles sanguíneos encontrados en la población española. Sería necesario involucrar a las Organizaciones Públicas Nacionales para aumentar el número de estudios sobre este tema, a fin de aclarar el alcance de las deficiencias de Se en la población española y evaluar posibles soluciones. En parte explicando los bajos niveles sanguíneos encontrados en la población española. Sería necesario involucrar a las Organizaciones Públicas Nacionales para aumentar el número de estudios sobre este tema, a fin de aclarar el alcance de las deficiencias de Se en la población española y evaluar posibles soluciones.

2.1.5. SAIFUDDIN KHALID, M; RAJNISH KUMAR S.I.V; NARASIMHA REDDY; SHAH JINESH, K.B; SUNIL KUMAR, G.N; SANTOSH KUMAR, K; SRINIVAS RAO. (2011). “Actividad Anti Inflamatoria del Extracto Acuoso de *Ipomoea Carnea*”.

El objetivo del presente estudio fue evaluar la actividad antiinflamatoria de los extractos acuosos de hojas de *Ipomoea carnea*. Las enfermedades inflamatorias que incluyen diferentes tipos de enfermedades reumáticas son muy comunes en todo el mundo. Por lo tanto, la búsqueda de un agente antiinflamatorio mejor tolerado parece ser una necesidad. *Ipomoea carnea* es utilizado para el tratamiento de enfermedades de la piel en la India El presente estudio reveló que la planta *Ipomoea Carnea* posee una importante actividad antiinflamatoria como evidencias en el método de edema de pata inducido por carragenina.

2.1.6. ARIAS ORTIZ, H. M; LÓPEZ BEDOYA, A; BERNAL VERA, M. E. Y CASTAÑO RAMÍREZ, E. (2011). “Caracterización Ecológica y Fotoquímica de la Batatilla *Ipomoea Purpurea* L. Roth (*Solanales, Convolvulaceae*) En el Municipio de Manizales”.

Hasta la fecha se han llevado a cabo experimentos exitosos con extractos de plantas Convolvuláceas para el control de hongos fitopatógenos [p.e., con *Ipomoea carnea* Jacq., sobre *Botrytis fabae*, extractos de hojas de *Ipomoea carnea-fistulosa* con actividad intoxicante e inhibitoria del crecimiento de larvas de dípteros para el control de larvas y pupas de *Anopheles gambiae* y otros tantos ensayos con agentes fitosanitarios y plantas arvenses.

2.2. BASES TEÓRICAS

2.2.1. Biocidas (o productos fitosanitarios)

2.2.1.1. Definición

La Organización Mundial de la Salud (OMS) lo define como: “la sustancia o mezcla de sustancias destinadas a prevenir, o a destruir directamente, la acción de insectos, ácaros, moluscos, roedores, hongos, malas hierbas, bacterias y otras formas de vida animal o vegetal, perjudiciales para la salud pública y también para la agricultura”.

2.2.1.2. Desarrollo de los biocidas

Ante el convencimiento de que ciertas enfermedades del viñedo eran causadas por hongos, entre 1850-1858 se desarrollaron productos derivados de azufre y de cobre para prevenirlas. En 1871 se acudió al acetoarsenito de cobre para abordar el control del escarabajo de la patata (*Leptinotarsa decemlineata*), el producto se comercializó como “verde de París”. Hacía ya tiempo que los agricultores rociaban las viñas con esa sustancia para disuadir a los ladrones. Millardet observó que las vides que habían sido tratadas no exhibían ningún tipo de propagación del hongo. El cóctel de sulfato de cobre y cal se empezó a llamar “caldo bordelés”, y desde entonces se usó como un fungicida común.

En 1871 se acudió al acetoarsenito de cobre para abordar el control del escarabajo de la patata (*Leptinotarsa decemlineata*), el producto se comercializó como “verde de París”.

La piretrina o piretro es el nombre dado al insecticida obtenido del piretro o pelitre de Dalmacia (*Chrysanthemum cinerariaefolium*), una planta de hoja perenne de la familia de las asteráceas, nativa de Dalmacia –Croacia-: es parecida a una margarita, con vistosas flores blancas, rosas o rojas. Las flores son pulverizadas y los componentes activos, llamados piretrinas (contenidos en las cubiertas de las semillas), son extraídos y vendidos en forma de oleorresina. Este componente es aplicado como una suspensión en agua, aceite o como polvo.

En 1930, para abordar el control específico de enfermedades fúngicas, se comienzan a emplear compuestos orgánicos, como el tiran (un tiocarbamato) y los ditiocarbamatos. Este mismo año hace su irrupción en el mercado el DDT (Dicloro difenil-tricloroetano), el primer insecticida generalista (eficaz contra diferentes plagas), junto a otros compuestos organoclorados. Aunque fue sintetizado en 1874, el empleo como insecticida del DDT se demoró hasta 1939 (en la 2ª Guerra Mundial, para acabar con los piojos y mosquitos transmisores del tifus y la malaria).

En 1948, eran ya evidentes las mejoras en el desarrollo de insecticidas, mientras que entre los fungicidas, aparecen las ptalamidas, los derivados del benceno y los organofosforados (muy eficaces contra el hongo *Erysiphe necator*, el agente causal del oidio de la vid).

En 1970 aparecen los sistemas de control total, los fungicidas sistémicos, caracterizados por su especificidad (benzimidazoles y más tarde inhibidores de esteroides, fosforotiatos, mosfolinas, carboxinas) y los agentes biocidas antibacterianos.

En la década de 1980 se produce una destacada mejora del control medioambiental de los productos fitosanitarios, ligada a la irrupción de los denominados insecticidas de 3ª generación (piretrinas fotoestables, como la deltametrina, la permetrina y la cipermetrina), que a diferencia de los productos anteriores no presentan fototoxicidad ni dejan residuos en productos vegetales.

2.2.1.3. Plaguicidas

Plaguicida es cualquier sustancia o mezcla de sustancias destinadas a prevenir, destruir o controlar cualquier plaga, incluyendo los vectores de enfermedades humanas o de los animales, las especies no deseadas de plantas y animales que causan perjuicios o que interfieren de cualquier forma en la producción, elaboración, almacenamiento, transporte o comercialización de alimentos, productos agrícolas (incluyendo no alimenticios como el algodón, remolacha azucarera y otros), madera o alimentos para animales o que pueden administrarse a los animales para combatir insectos, arácnidos u otras

plagas. El término incluye las sustancias usadas como reguladoras del crecimiento de las plantas, defoliantes, desecantes, agentes para reducir la densidad de frutas o evitar la caída prematura de frutas y las sustancias usadas antes o después de las cosechas para proteger a los productos del deterioro durante el transporte y almacenamiento (Gañán N.M, 2014).

2.2.1.4. Clasificación de los biocidas fitosanitarios

Hay varias formas de clasificar a los productos fitosanitarios, surgidas al aplicar criterios diversos, como: su utilización; su naturaleza; su toxicidad para la fauna silvestre, y su peligrosidad para las abejas.

a) Según su utilidad

- **Insecticidas.**- Para el control de insectos (pulgones, mariposas, barrenillos, etc.).
- **Acaricidas.**- Para el control de ácaros (araña roja, araña blanca, eriófidos, etc.).
- **Vermicidas o Nematicidas.**- Para controlar nematodos (*Meloidogyne spp.*, *Ditylenchus dipsaci*, etc.).
- **Fungicidas.**- Evitan y/o frenan el desarrollo de hongos (oidio, repilo, antracnosis, etc.).
- **Bactericidas.**- Actúan contra enfermedades producidas por bacterias (tuberculosis, agallas en corona, etc.).
- **Herbicidas.**- Utilizado contra hierbas invasoras de cultivos (malva, grama, jaramago, etc.).
- **Molusquicidas o Helicidas.**- Para controlar moluscos (caracoles, babosas, etc.).
- **Rodenticidas.**- Para frenar el desarrollo de roedores (ratas, ratones, etc.).
- **Alguicidas.**- Evitan la aparición de algas (algas filamentosas -ovas, charales, etc.).
- **Repelentes.**- Productos con propiedades organolépticas capaces de alejar las plagas (ultrasonidos, elementos ópticos, etc.).
- **Atrayentes.**- Todo aquel elemento capaz de atraer las plagas (feromonas, cromatismos, etc.).
- **Fitorreguladores.**- Sustancias que controlan el desarrollo de las plantas (auxinas, giberelinas, ácido abscísico, etileno, etc.).
- **Enraizantes.**- Estimulan el desarrollo de las raíces (indolbutírico, etc.).

b) Según su naturaleza

- **Inorgánicos.**- Compuestos en los que generalmente no interviene el carbono.
- **Orgánicos.**- Elementos caracterizados por la presencia de carbono y que pueden ser tanto naturales como sintéticos.
- **Biológicos.**- Derivados de formas de vida.

c) Según su comportamiento en plantas

- **Superficiales o de contacto.**- Solo actúan contra organismos que se encuentran sobre las superficies que se van a tratar.
- **Penetrantes o translaminares.**- Pueden introducirse en las primeras capas del tejido vegetal, sin llegar a ser transportados por el sistema vascular.
- **Sistémicos.**- Pueden transportarse por el sistema vascular de las plantas, pudiendo “trastocarse” a cualquier zona y por tanto teniendo efecto en zonas diferentes a la de su aplicación.

d) Según su toxicidad para la fauna silvestre

- **Categoría A.**- Inocuos o muy poco peligrosos.
- **Categoría B.**- Productos medianamente peligrosos, cuyo empleo con carácter masivo o en aplicaciones repetidas puede entrañar riesgo grave para la fauna.
- **Categoría C.**- Productos peligrosos o muy peligrosos, cuya autorización está restringida a determinados cultivos, cumpliendo condiciones muy estrictas.

e) Según su peligrosidad para las abejas

- **Inocuos.**- No afectan a las abejas y pueden utilizarse durante la floración.
- **Moderadamente tóxicos.**- Se pueden aplicar cuando las abejas no visiten el cultivo, por ejemplo al anochecer.
- **Tóxicos.**- Afectan a las abejas, no pudiéndose utilizar durante la floración.

No existe un biocida fitosanitario “ideal”, sino biocidas más o menos adecuados a cada caso particular. Sin embargo, hay algunas características deseables que debería reunir un buen biocida (Gañán N.M, 2014):

- a) Ser efectivo a baja concentración, tanto por motivos económicos como de salud.
- b) Tener persistencia suficiente, es decir, una acción duradera en el tiempo.
- c) Tener baja toxicidad para el ser humano y otros mamíferos.
- d) Ser soluble en agua; e) ser compatible y no reactivo con otros compuestos ambientales.
- e) Poseer mecanismos de inactivación rápida y controlable.

2.2.1.5. Química de los productos fitosanitarios de utilidad como insecticidas

La naturaleza química de los biocidas fitosanitarios ha evolucionado notablemente desde su inicio, cuando se utilizaban principalmente productos químicos inorgánicos (por ejemplo, derivados mercuriales o arsenicales) o algunos extractos de plantas de composición desconocida.

La verdadera revolución en el uso de biocidas fitosanitarios se derivó del descubrimiento de los primeros productos orgánicos de síntesis, los compuestos organoclorados (DDT -Dicloro Difenil Tricloroetano- y el HCH – hexaclorociclohexano-), y los que más tarde se obtuvieron (organofosforados, carbamatos, piretroides, etc.), productos que han permitido el desarrollo productivo de los cultivos hasta límites antes no sospechados por los agricultores.

a) **Fitosanitarios de utilidad como insecticidas**

Cuadro 2.2. Fitosanitarios de utilidad como insecticidas

MINERALES	Compuestos arsenicales Compuestos fluorados Azufre Derivados del selenio
ORGÁNICOS DE SINTESIS	Organofosforados Organoclorados Carbamatos
A BASE DE ACEITES MINERALES	Aceites antracénicos Aceites de petróleo
DE ORIGEN VEGETAL	Nicotinotina Piretrina Rotenona

Fuente: Francisco Santisteban – UCO

b) **Fitosanitarios de utilidad como fungicidas**

Cuadro 2.3. Fitosanitarios de utilidad como fungicidas

MINERALES	Sales de cobre Compuestos arseniales Aceites minerales
A BASE DE ACEITES	Organofosforados Organoclorados Carbamatos
A BASE DE ACEITES MINERALES	Derivados organomercuriales
ORGÁNICOS	Carbamatos y ditiocarbamatos Derivados del benceno Biocidas (como el tributilestaño) Benzonitrilos

Fuente: Francisco Santisteban – UCO

c) **Fitosanitarios de utilidad como herbicidas**

Cuadro 2.4. Fitosanitarios de utilidad como herbicidas

MINERALES	Sales de NH_4^+ , Ca^{++} , Cu^{++} , Fe^{+++} , Mg^{++} , K^+ y Na^+ , en forma de sulfatos, nitratos, cloruros, cloratos
ORGÁNICOS	Fitohormonas Derivados de la urea Triazinas y Diazinas Derivados de los fenil sustituidos y las quinoxalinas Derivados de la oxiquinoleína Derivados de las tiadizinas y tiadiazoles
OTROS	Parquat Diquat Piclorame

Fuente: Francisco Santisteban – UCO

d) **Fitosanitarios de utilidad como acaricidas**

Sulfoorgánicos; organohalogenados; productos del estaño; dinitro (como el dinitro o-cresol –DNOC-).

2.2.1.6. **Modo de acción de los productos fitosanitarios**

Es imprescindible conocer el modo de acción de los productos fitosanitarios como base para poner en marcha una estrategia de control sanitario de los cultivos, tendente a evitar problemas derivados de la utilización reiterada de los mismos productos, como pueden ser los problemas de contaminación o aparición de resistencias.

Existen diferentes formas de clasificar los fitosanitarios. Se les puede clasificar en base a la naturaleza de los seres vivos que controlan o, lo que es lo mismo, según su tipo; según la forma de actuación; según la etapa del ciclo de vida en la que actúan, y según el campo o espectro de acción.

a) **Los insecticidas, acaricidas y nematocidas, pueden separarse según:**



Forma de actuación:

- Fitosanitarios de contacto.
- Fitosanitarios de ingestión.
- Fitosanitarios de inhalación



Campo de acción:

- Fitosanitarios polivalentes (de amplio espectro).
- Fitosanitarios específicos (selectivos, de espectro reducido).

b) **Los fungicidas pueden separarse según:**



Forma de actuación:

- Fungicidas preventivos o protectores (también llamados de contacto).
- Fungicidas curativos o erradicadores (también llamados sistémicos o sistemáticos).



Campo de acción:

- Fitosanitarios polivalentes (de amplio espectro).
- Fitosanitarios específicos (selectivos, de espectro reducido).

2.2.1.7. **Biocida Natural**

El uso de recursos botánicos con propiedades biocidas, dentro de la concepción del manejo ecológico de plagas, es un medio para prevenir la presencia de los organismos dañinos; por ello se recomienda incorporar las especies de plantas dentro del sistema, ya sea como plantas repelentes, atrayentes o como refugio naturales de la fauna benéfica (Gañán N.M, 2014).

De igual manera las especies de plantas con propiedades insecticidas para ser usadas en forma curativa, tendrán que formar parte de las unidades productivas para garantizar la producción, transformación y comercialización.

La utilización de las plantas con propiedades biocidas es un instrumento tecnológico importante dentro del marco del manejo ecológico de las plagas. La existencia de más de trecientas especies de plantas inventariadas en el Perú entre nativas e importadas son potencialmente útiles para ser usadas con fines de manejo de poblaciones de plagas.

Dentro de la emergente categoría de “**biocidas naturales**”, “bioplaguicidas” o “plaguicidas botánicos”, los compuestos de origen botánico (fotoquímicos) ocupan un lugar especialmente destacado, tanto debido a su gran diversidad y abundancia, como al hecho de haber evolucionado naturalmente como mecanismo de defensa de numerosas especies vegetales contra predadores, parásitos y plagas de diversa índole (Gañán N.M, 2014).

Sin embargo, y a pesar de la abundante literatura desarrollada desde la década de 1980 al respecto, su presencia en el mercado de los plaguicidas es todavía muy limitada. Hacia el año 2000, los plaguicidas de origen botánico (principalmente piretroides) sólo representaban poco más del 1% del mercado global, y sólo un producto de origen botánico (derivado de la semilla de neem) había sido exitosamente registrado para su uso como insecticida en EEUU y Europa. No obstante esta baja participación en el mercado, su valor total ascendía a USD 1000 millones en 2010, con una proyección de USD 3000 millones para 2014, lo cual indica la gran magnitud del mercado aún potencial ha sugerido que esta disparidad entre la cantidad de bioplaguicidas conocidos y su escaso uso comercial se debe a la existencia de tres limitaciones principales en su producción y comercialización: (1) la disponibilidad de la planta a escala sustentable, (2) la estandarización de los extractos en base a la cuantificación de componentes activos, y (3) la aprobación gubernamental, que normalmente requiere una costosa evaluación toxicológica (Gañán N.M, 2014).

Numerosos extractos de biocidas naturales de origen vegetal han sido estudiados y postulados como agentes biocidas, identificándose los principales compuestos responsables de su actividad, así como los distintos mecanismos de acción tóxica. Trabajos de investigación reportan que las tres principales familias de compuestos responsables de la actividad insecticida de las plantas son: (a) los terpenos, (b) los alcaloides, (c) los fenoles (Gañán N.M, 2014).

2.2.2. Planta Borrachera (*Ipomoea carnea*)

La planta llamada borrachera (*Ipomoea carnea*) pertenece al orden Solanales, familia Convolvulaceae. El orden solanales contiene plantas que elaboran alcaloides (Dunin Borkowski A.S, 2007).

Los criterios de clasificación de *Ipomoea carnea* e *Ipomoea fistulosa* en dos especies diferentes no están del todo cubiertos. Es por ello que serán clasificados como *Ipomoea carnea* con dos subespecies: *Ipomoea carnea ssp. fistulosa* e *Ipomoea carnea ssp. carnea*. Desde 1977 *Ipomoea fistulosa* es clasificada como *Ipomoea carnea ssp. fistulosa* (Dunin Borkowski A.S, 2007).

La familia *Convolvulaceae* se encuentra distribuida en la selva tropical, en ecosistemas de estepas, sabanas y en zonas desérticos. En los climas templados solo se encuentran algunos géneros. La familia contiene 55 géneros y 1600-1700 especies, de los cuales 750 especies (44%) provienen del nuevo mundo. En África encontramos 13 géneros, en Asia 10 (Dunin Borkowski A.S, 2007).

El género *Ipomoea* contiene cerca de 400 especies tropicales y subtropicales, la mayoría de las cuales están distribuidas en América. Muchas especies son utilizadas como especies ornamentales debido a sus bellas flores (Dunin Borkowski A.S, 2007).

Las plantas de la familia Convolvulaceae son plantas trepadoras. Las flores poseen 5 pétalos irregulares. El género *Ipomoea* posee flores completas. El fruto es una capsula con dos o cuatro tabiques, a menudo cubierta. En ella se alojan comúnmente 4 o bien 6 grandes semillas (Dunin Borkowski A.S, 2007).

Ipomoea carnea posee hojas ovales, acorazonadas de 5-15 cm. de largo (Figura. N° 2.1). Los pétalos poseen tonalidades que fluctúan entre rosadas y violetas, eventualmente blancos, sus cápsulas son ovales y poseen 4 semillas vellosas. *Ipomoea carnea* es originaria del norte del Perú, donde es llamada «Borrachera» (Dunin Borkowski A.S, 2007).

Ipomoea carnea se encuentra en bosques xerófitos y chaparrales como por ejemplo el valle del Jequetepeque. En Piura, al norte del Perú podemos encontrar *Ipomoea carnea* en Carrizalillo, San Marcos, Cañaverall, Cherrelique, La Chozza, El Cardo y Chicama (Dunin Borkowski A.S, 2007).



Figura 2.1. *Ipomoea carnea*
Fuente: Dunin Borskoski (2007).

2.2.2.1. Importancia de los alcaloides para *Ipomoea carnea*

Los alcaloides se construyen a partir de aminoácidos y son acumulados en la vacuola. La toxicidad de muchas plantas es consecuencia de la presencia de alcaloides. Hoy en día se considera que los alcaloides, como consecuencia de su toxicidad, son importantes en la defensa de las plantas contra sus enemigos naturales: microorganismos patógenos herbívoros. En algunas plantas constituyen estos pesticidas naturales hasta el 10% de la materia seca. Los extractos de alcaloides son importantes para mantener el equilibrio ecológico de la especie. Los alcaloides y otras sustancias fitotóxicas pueden frenar el crecimiento del micelio del hongo y defender de esta manera a la planta (Dunin Borkowski A.S, 2007).

Los alcaloides swainsonina y calistegina B2 y C1 fueron aislados de *Ipomoea carnea* (*Ipomoea carnea ssp. fistulosa*). Swainsonina afecta al funcionamiento del aparato de Golgi y por tanto de la duplicación cromosómica. Impide la formación del cuadro de glicólisis característico de la formación de tumores. Este alcaloide lleva a una disminución del crecimiento y una disfunción de la formación de la metástasis del tumor (Dunin Borkowski A.S, 2007).

2.2.2.2. El selenio en la nutrición vegetal

A través de muchas investigaciones se ha determinado el papel que tiene el selenio (Se) en distintos procesos fisiológicos que ayudan a las plantas en su crecimiento, protección contra depredadores y patógenos, estrés hídrico, entre otros procesos. Sin embargo, las respuestas fisiológicas y bioquímicas varían considerablemente entre especies. Absorción y asimilación. El Selenio suele encontrarse en distintas formas (Selenio elemental, selenuro, selenato, selenito, selenio orgánico), las cuales están determinadas por sus estados de oxidación.

Dichas formas determinan su solubilidad y disponibilidad, donde **selenato, selenito y Selenio orgánico (selenometionina, selenocisteína, etc.) son las más solubles**. Tanto el selenato como el selenito son las formas predominantemente absorbidas por las plantas; no obstante, el selenato es la forma más móvil dentro de la planta. El selenato es absorbido en la raíz por transportadores de sulfatos, localizados en la membrana plasmática de la célula. Aunque no existen evidencias contundentes sobre si el selenito es transportado por transportadores de membrana, se cree que es mediante un transportador de fosfatos. Cuando la planta absorbe selenito gran parte se convierte en compuestos orgánicos (como la selenometionina) antes de ser translocados en el xilema. El selenato dentro de la planta puede metabolizarse mediante los mismos mecanismos que el sulfato, debido a que el Se y el azufre (S) son químicamente similares. El selenato al ser muy móvil se traslada rápidamente de las raíces a las hojas y se almacena en los cloroplastos antes de reducirse a otros compuestos proteicos (selenometionina, selenocisteína), no proteicos (como la Se-metilselenocisteína), volátiles (dimetilselenuro o dimetildiselenuro) o formas inorgánicas (sin sufrir modificación alguna). Asimismo, existe evidencia convincente sobre el papel activo que juegan las bacterias en la absorción y volatilización del Se dentro de las plantas, encontrando que estos procesos tienen un decremento cuando se eliminan estos organismos. Se en el suelo ((Figura 2.2.) Transporte de Selenio, desde su absorción del suelo por la raíz mediante transportadores de sulfato hasta su volatilización como dimetilselenuro (DMSe) y dimetildiselenuro (DMDSe), (Dunin Borkowski A.S, 2007).

2.2.2.3. Importancia fisiológica del selenio para *Ipomoea carnea*

El selenio se encuentra en la naturaleza, la mayoría de las veces unido al azufre en forma de piritita y tierra sulfhídrica. La química del selenio posee muchas semejanzas a la química del azufre. Es por ello que el selenio se comporta de manera parecida al azufre. La selenocisteína, es un amino ácido, que se forma durante la síntesis de proteínas. A cambio del azufre, la selenocysteína contiene selenio. Algunas enzimas requieren selenocysteína en su centro activo (Dunin Borkowski A.S, 2007).

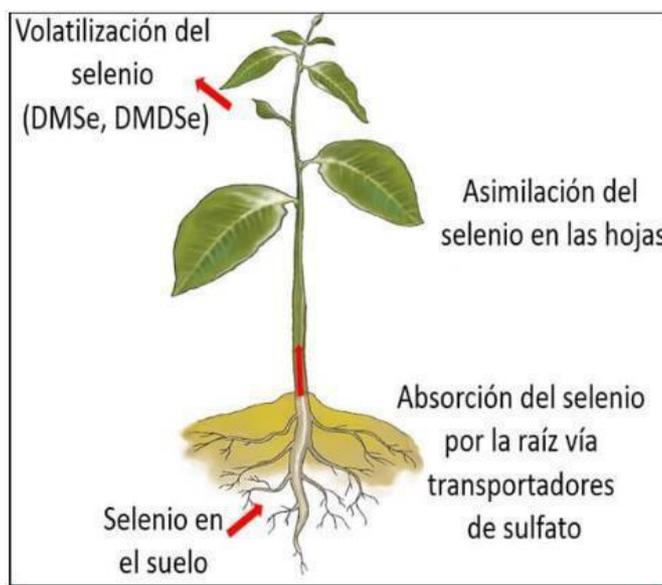


Figura 2.2. Transporte de Se, desde su absorción del suelo por la raíz mediante transportadores de sulfato hasta su volatilización como dimetilselenuro (DMSe) y dimetildiselenuro (DMDSe).

Fuente: Gupta y Gupta – INTAGRI, 2017

El selenio en la planta se encuentra principalmente en su forma libre, como coenzima. Su contenido depende de la especie, de la edad de la planta y del suelo. Selenito (SeO_3^{2-}) y Selenato (SeO_4^{2-}) compiten por ingresar a la raíz. Las plantas priorizan selenato a selenito. También los sulfatos y los selenatos compiten por la absorción en la raíz. Es por ello que el contenido de selenio en la planta en suelos sulfhídricos puede ser pequeño (Dunin Borkowski A.S, 2007).

El contenido de selenio y la tolerancia al selenio en la planta varía con la especie vegetal. Las plantas se dividen en: plantas acumuladoras de selenio, y plantas que no acumulan selenio. En plantas acumuladoras de selenio, el contenido de selenio está entre 100 y 200 más alto que en las plantas no acumuladoras de selenio. En plantas que no acumulan selenio, pero que pueden tolerar gran cantidad de selenio en el suelo, la estrategia es evitar que el selenio del suelo ingrese a la planta (Wu y Huang, 1992 cit.). El contenido normal de selenio en la planta se encuentran entre 5 y 30 μg selenio/g de materia seca, mientras que las especies acumuladoras de selenio pueden contener hasta 1000 μg selenio/g de materia seca. Elevados contenidos de selenio en la planta pueden proteger a las plantas de los insectos. Anteriormente el selenio era utilizado como fungicida. Hoy en día, debido a su toxicidad ya no se utiliza. Se ha demostrado que la capacidad de las plantas a construir sustancias químicas y almacenarlas en el tejido, tiene como objetivo proteger a las plantas frente a sus depredadores, lo que representa un paso importante en la evolución de las mismas. De esta manera las plantas son protegidas de la mayoría de herbívoros mediante la elaboración de sus productos químicos. Los insectos que sólo se alimentan de plantas con metabolitos secundarios como los producidos por selenio, son con frecuencia de colores brillantes. En *Ipomoea carnea* en la zona de trabajo Las Lomas/Jaguay Negro, se encontró un insecto de la familia Cerambicidae que poseía estas características. De esta revisión se deduce la pregunta si las cabras que consumen *Ipomoea carnea* en la época seca en la zona de estudio son influenciadas por el selenio (Dunin Borkowski A.S, 2007).

2.2.3. Selenio

Elemento químico, símbolo Se, número atómico 34 y peso atómico 78.96. Sus propiedades son semejantes a las del telurio.

La abundancia de este elemento, ampliamente distribuido en la corteza terrestre, se estima aproximadamente en 7×10^{-5} % por peso, encontrándose en forma de seleniuros de elementos pesados y, en menor cantidad, como elemento libre en asociación con azufre elemental. Sus minerales no se encuentran en suficiente cantidad para tener utilidad, como fuente comercial del elemento, y por ello los minerales de sulfuro de cobre seleníferos son los que representan la fuente primaria.

2.2.3.1. Selenio en el suelo de lugar de estudio

El selenio se encuentra en el suelo de origen volcánico y en suelos con sedimentos marinos. En la pirita, está unido el selenio al sulfato. El selenio parece estar relacionado con el pH del suelo. En suelos con elevados contenidos de pH la absorción de selenio es menor. En la mayoría de suelos, el selenio se encuentra en una muy baja concentración y a menudo su contenido es menor de 0,2 μg de suelo. Los contenidos de selenio en el suelo están positivamente relacionados con el contenido de materia orgánica, del carbonato total y de arcilla. El selenio en el suelo en forma orgánica o en forma de Se^{2-} , SeO_3^{2-} y SeO_4^{2-} . SeO_3^{2-} y SeO_4^{2-} se encuentran unidos a la arcilla. En suelos ácidos y neutros el selenio está disponible unido al hierro. La planta prefiere el selenio en el suelo como SeO_4^{2-} (selenato) que como SeO_3^{2-} (selenito). (Dunin Borkowski A.S, 2007).

Los suelos donde crecen estas plantas pueden contener cientos y hasta miles de ppm de selenio. Estas especies son consideradas como plantas acumuladoras e indicatoras de selenio. Sin embargo, no todas las plantas que crecen en suelos ricos en selenio acumulan selenio.

Se designa suelos pobres en selenio a aquellos que contienen menos de 0,5 mg selenio/kg de suelo. En la zona de estudio (Las Lomas) se encuentra el contenido de selenio del suelo por encima del promedio Tabla 2.1. (Dunin, 2007).

En Las Lomas y en el Coto de Caza El Angolo, el suelo contiene 0,5 mg de selenio/kg de suelo. Este valor está en el límite del valor de suelos pobres en selenio; es sin embargo, mayor que el valor en selenio del promedio de los suelos. En la mayoría de suelos el contenido de selenio se encuentra en una concentración muy pequeña, a menudo por debajo de 0,2 μ /g de suelo. (Dunin, 2007).

La diferencia de absorción del selenio del suelo puede ser la causa de que el contenido de selenio en la planta no esté correlacionado con el contenido de selenio en el suelo. En el suelo de Jaguay Negro el contenido de selenio es de 1,2 ppm, mientras que el contenido de selenio de las semillas llega a 0,5 mg/kg de materia seca. En el suelo de Las Lomas, el contenido de selenio fue de 0,5 mg/kg de suelo y el de las semillas de 4,5 ppm de materia seca. (Dunin, 2007).

El contenido de selenio del suelo tiene una relación directa con el contenido de azufre del suelo, tal es el caso de la pirita. Los sulfatos y los selenatos compiten por la misma capacidad de absorción por la raíz. Debido a que el selenio posee muchas semejanzas con las características químicas del azufre, puede ser el contenido de selenio en la planta en suelos sulfhídricos bajo. (Dunin, 2007).

El bajo contenido de selenio en las plantas de *Ipomoea carnea* obtenido como resultado de los análisis, no contradice el hecho de que la distribución de las plantas de *Ipomoea carnea* en el campo esta correlacionada con el contenido de selenio del suelo. La pregunta a qué se debe esta correlación queda aún por contestar. (Dunin, 2007).

2.2.4. Principios del proceso de disolución

Se forma una disolución cuando una sustancia se dispersa de manera uniforme en otra. Con la excepción de las mezclas de gases, en todas las disoluciones intervienen sustancias en fase condensada. Las moléculas o iones de las sustancias en los estados líquido y sólido experimentan fuerzas de atracción intermoleculares que mantienen juntas a las partículas individuales. Las fuerzas intermoleculares también operan entre las partículas de soluto y las moléculas de disolvente (Brown, T.L. et al, 2004).

Cualquiera de los diversos tipos de fuerzas intermoleculares pueden operar entre las partículas de soluto y de disolvente en una disolución. Las fuerzas ion-dipolo, por ejemplo, dominan en las disoluciones de sustancias iónicas en agua. En cambio, las fuerzas de dispersión dominan cuando una sustancia no polar como el C_6H_{14} se disuelve en otra no polar como el CCl_4 . De hecho, un factor principal que determina si se forma o no una disolución es la intensidad relativa de las fuerzas intermoleculares entre las partículas de soluto y de disolvente (Brown, T.L. et al, 2004).

Las disoluciones se forman cuando las fuerzas de atracción entre las partículas de soluto y de disolvente son de magnitud comparable con la de las que existen entre las partículas de soluto mismas o entre las partículas de disolvente mismas. Por ejemplo, la sustancia iónica

NaCl se disuelve fácilmente en agua porque la interacción atractiva entre los iones y las moléculas polares del H₂O sobrepasa la energía de red del NaCl(s), (Brown, T.L. et al, 2004).

Cuando se agrega NaCl a agua (Figura 2.3), las moléculas de agua se orientan en la superficie de los cristales de NaCl. El extremo positivo del dipolo del agua se orienta hacia los iones Cl⁻, y el extremo negativo, hacia los iones Na⁺. Las atracciones ion-dipolo entre los iones Na⁺ y Cl⁻ y las moléculas del agua tienen la fuerza suficiente para sacar dichos iones de sus posiciones en el cristal. Una vez separados del cristal, los iones Na⁺ y Cl⁻ quedan rodeados por moléculas de agua, como se muestra en la figura 13.1 (b y c) y en la Figura 2.4. Tales interacciones entre el soluto y las moléculas del disolvente se denominan solvatación. Si el disolvente es agua, las interacciones reciben el nombre de hidratación (Brown, T.L. et al, 2004).

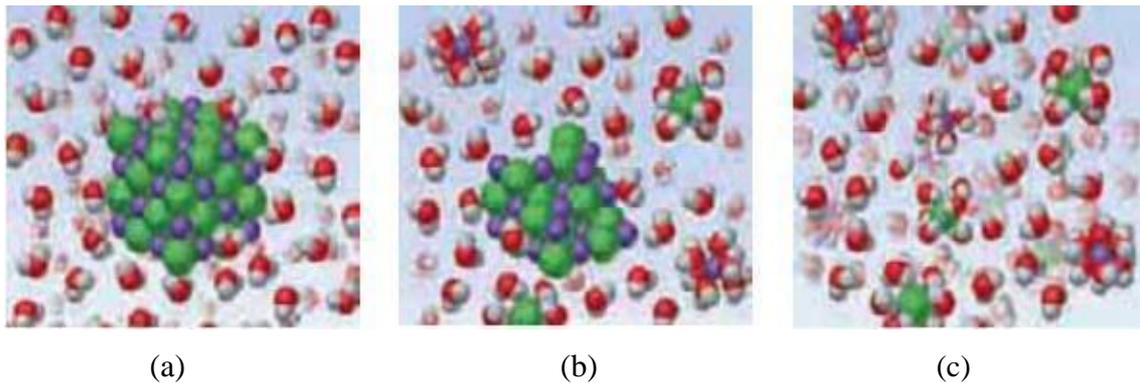


Figura 2.3. Ilustración esquemática del proceso de disolución de un sólido iónico en agua. (a) La sustancia sólida es hidratada por las moléculas de agua, con los átomos de oxígeno de las moléculas de agua orientados hacia los cationes y los hidrógenos orientados hacia los aniones. (b, c) A medida que avanza el proceso de disolución, los iones individuales son retirados de la superficie sólida y se convierten en especies hidratadas totalmente individuales en disolución.

Fuente: Química. La ciencia central. (Brown, T.L. et al, 2004).

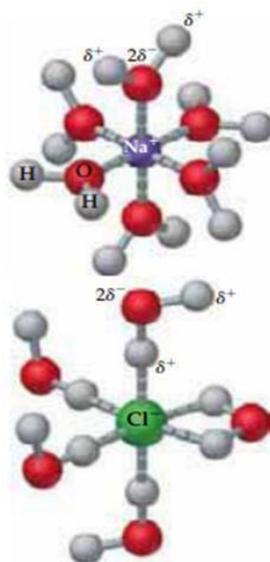


Figura 2.4 Iones Na⁺ y Cl⁻ hidratados. Los extremos negativos del dipolo del agua apuntan hacia el ion positivo, y los extremos positivos, hacia el ion negativo.

Fuente: Química. La ciencia central. (Brown, T.L. et al, 2004).

2.2.4.1. Cambios de energía y formación de disoluciones

El cloruro de sodio se disuelve en agua porque las moléculas de agua tienen suficiente atracción por los iones Na^+ y Cl^- para vencer la atracción que estos dos iones experimentan entre sí en el cristal. Para formar una disolución acuosa de NaCl , las moléculas de agua también deben separarse unas de otras para dejar huecos en el disolvente que serán ocupados por los iones Na^+ y Cl^- . Así, podemos imaginar que los cambios de energía globales en la formación de una disolución tienen tres componentes, los cuales se ilustran de forma esquemática en la Figura 2.5 El cambio de entalpía global al formarse una disolución, ΔH_{disoln} , es la suma de tres términos (Brown, T.L. et al, 2004):

$$\Delta H_{\text{disoln}} = \Delta H_1 + \Delta H_2 + \Delta H_3 \quad \text{ec. 2.1}$$

En la Figura 2.6 se representa el cambio de entalpía asociado a cada una de estas componentes. La separación de las partículas del soluto requiere un aporte de energía para vencer sus interacciones de atracción (por ejemplo, separar los iones Na^+ y Cl^-). Por tanto, el proceso es endotérmico ($\Delta H_1 > 0$). La separación de las moléculas de disolvente para dar cabida al soluto también requiere energía ($\Delta H_2 > 0$). La tercera componente surge de las interacciones de atracción entre el soluto y el disolvente, y da lugar a un proceso exotérmico ($\Delta H_3 < 0$) (Brown, T.L. et al, 2004).

Como se aprecia en la Figura 2.6, la suma de los tres términos de entalpía de la ecuación 2.1 puede dar un resultado negativo o positivo. Así, la formación de una disolución puede ser exotérmica o endotérmica. Por ejemplo, cuando se agrega sulfato de magnesio, MgSO_4 , al agua, la disolución resultante sufre un aumento considerable de temperatura: $\Delta H_{\text{disoln}} = -91.2 \text{ kJ/mol}$. En contraste, la disolución de nitrato de amonio (NH_4NO_3) es endotérmica: $\Delta H_{\text{disoln}} = 26.4 \text{ kJ/mol}$. Estas dos sustancias se han utilizado para fabricar compresas de calentamiento y enfriamiento instantáneos que se usan para tratar lesiones deportivas. Las compresas consisten en una bolsa de agua y una sustancia seca (MgSO_4 para calentamiento y NH_4NO_3 para enfriamiento). Cuando la compresa se aplasta, se rompe el sello que separa el sólido del agua y se forma una disolución, y la temperatura aumenta, o bien, disminuye (Brown, T.L. et al, 2004).

El cambio de entalpía de un proceso puede darnos información acerca de la facilidad con que puede ocurrir un proceso. Los procesos exotérmicos suelen proceder espontáneamente. No se formará una disolución si ΔH_{disoln} es demasiado endotérmico. La interacción disolvente-soluto debe ser lo bastante fuerte como para que ΔH_3 tenga una magnitud comparable a $\Delta H_1 + \Delta H_2$. Es por esto que los solutos iónicos como el NaCl no se disuelven en líquidos no polares como la gasolina. Las moléculas de hidrocarburo no polares de la gasolina sólo experimentan interacciones débiles con los iones, y tales interacciones no compensan las energías necesarias para separar los iones unos de otros (Brown, T.L. et al, 2004).

El cambio de entalpía de un proceso puede darnos información acerca de la facilidad con que puede ocurrir un proceso. Los procesos exotérmicos suelen proceder espontáneamente. No se formará una disolución si ΔH_{disoln} es demasiado endotérmico (Brown, T.L. et al, 2004).

La interacción disolvente-soluto debe ser lo bastante fuerte como para que ΔH_3 tenga una magnitud comparable a $\Delta H_1 + \Delta H_2$. Es por esto que los solutos iónicos como el NaCl no se disuelven en líquidos no polares como la gasolina. Las moléculas de hidrocarburo no polares de la gasolina sólo experimentan interacciones débiles con los iones, y tales interacciones no compensan las energías necesarias para separar los iones unos de otros. (Brown, T.L. et al, 2004).

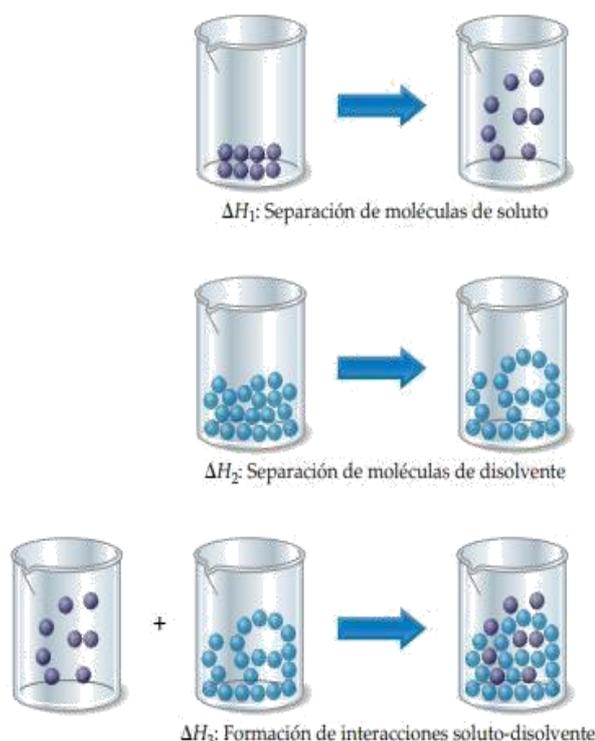


Figura 2.5. Representación de las tres contribuciones entálpicas al calor de disolución total de un soluto. ΔH_1 y ΔH_2 representan procesos endotérmicos, que requieren un aporte de energía, en tanto que ΔH_3 representa un proceso exotérmico.

Fuente: Química. La ciencia central. (Brown, T.L. et al, 2004).

Por un razonamiento similar, podemos entender por qué un líquido polar como el agua no forma soluciones con un líquido no polar como el octano, C_8H_{18} . Las moléculas de agua experimentan fuertes interacciones de puentes de hidrógeno entre sí. Es preciso vencer estas fuerzas de atracción para dispersar las moléculas de agua entre las del líquido no polar. La energía necesaria para separar las moléculas de H_2O no se recupera en forma de interacciones de atracción entre las moléculas de H_2O y de C_8H_{18} . (Brown, T.L. et al, 2004).

2.2.4.2. Formación de disoluciones, espontaneidad y desorden

Cuando se mezclan tetracloruro de carbono (CCl_4) y hexano (C_6H_{14}), una se disuelve fácilmente en la otra en todas proporciones. Las dos sustancias son no polares y tienen puntos de ebullición similares ($77^\circ C$ para el CCl_4 y $69^\circ C$ para el C_6H_{14}). Por tanto, es razonable suponer que las magnitudes de las fuerzas de atracción entre las moléculas (fuerzas de dispersión de London) son comparables en las dos sustancias y en su disolución. Cuando se mezclan las dos, la disolución es espontánea; es decir, tiene lugar sin un aporte adicional de energía de fuera del sistema. En los procesos que ocurren espontáneamente intervienen dos factores distintos. El más obvio es la energía; el otro es el desorden. (Brown, T.L. et al, 2004).

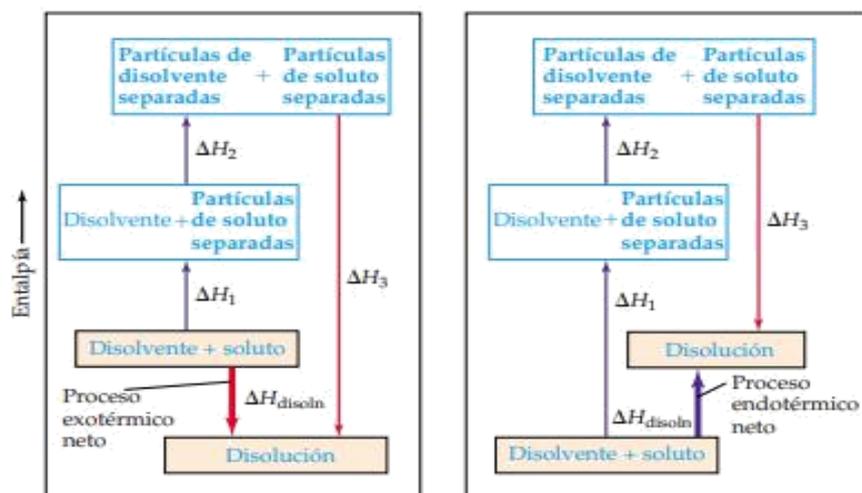


Figura 2.6. Análisis de los cambios de entalpía que acompañan al proceso de disolución. Los tres procesos se ilustran en la figura 2.5. El diagrama de la izquierda ilustra un proceso exotérmico neto ($\Delta H_{disoln} < 0$); el de la derecha muestra un proceso endotérmico neto ($\Delta H_{disoln} > 0$).

Fuente: Química. La ciencia central. (Brown, T.L. et al, 2004).

2.2.4.3. Formación de disoluciones, espontaneidad y desorden

Cuando se mezclan tetracloruro de carbono (CCl_4) y hexano (C_6H_{14}), una se disuelve fácilmente en la otra en todas proporciones. Las dos sustancias son no polares y tienen puntos de ebullición similares (77°C para el CCl_4 y 69°C para el C_6H_{14}). Por tanto, es razonable suponer que las magnitudes de las fuerzas de atracción entre las moléculas (fuerzas de dispersión de London) son comparables en las dos sustancias y en su disolución. Cuando se mezclan las dos, la disolución es espontánea; es decir, tiene lugar sin un aporte adicional de energía de fuera del sistema. En los procesos que ocurren espontáneamente intervienen dos factores distintos. El más obvio es la energía; el otro es el desorden. (Brown, T.L. et al, 2004).

Si soltamos un libro, cae al piso a causa de la gravedad. A su altura inicial, el libro tiene mayor energía potencial que cuando está en el piso. A menos que se le detenga, el libro caerá y perderá energía. Este hecho nos lleva al primer principio básico que identifica los procesos espontáneos y la dirección que siguen: los procesos en los que el contenido de energía del sistema disminuye tienden a ser espontáneos. Los procesos espontáneos suelen ser exotérmicos. El cambio tiende a efectuarse en la dirección que conduce a un menor contenido de energía o de entalpía del sistema. (Brown, T.L. et al, 2004).

Algunos procesos, empero, no redundan en una reducción de la energía del sistema, o incluso podrían ser endotérmicos, y aun así ocurren espontáneamente. Por ejemplo, el NH_4NO_3 se disuelve fácilmente en agua, aunque el proceso de disolución es endotérmico. Todos los procesos de esta índole se caracterizan por un aumento en el desorden, o aleatoriedad, del sistema. El mezclado de CCl_4 y C_6H_{14} es otro ejemplo sencillo. Supongamos que pudiéramos quitar repentinamente una barrera que separa 500 mL de CCl_4 de 500 mL de C_6H_{14} , como en la Figura 2.7 (a). Antes de quitarse la barrera, cada líquido ocupa un volumen de 500 mL. Todas las moléculas de CCl_4 están en los 500 mL a la izquierda de la barrera y todas las moléculas de C_6H_{14} están en los 500 mL de la derecha. Una vez que se establece el equilibrio después de quitarse la barrera, los dos líquidos juntos ocupan un volumen de cerca de 1000 mL. La formación de una disolución homogénea ha producido un aumento en el desorden, o aleatoriedad, en cuanto a que las moléculas de cada sustancia ahora están revueltas y distribuidas en un volumen dos veces mayor que el que ocupaban antes de mezclarse.

La cantidad de desorden en un sistema está dado por una cantidad termodinámica llamada entropía. Este ejemplo ilustra el segundo principio básico: los procesos en los que el desorden (entropía) del sistema aumenta tienden a ser espontáneos. (Brown, T.L. et al, 2004).

Cuando se juntan moléculas de diferentes tipos, el mezclado y el consecuente aumento en el desorden serán espontáneos a menos que las moléculas sean detenidas por fuerzas intermoleculares suficientemente intensas o por barreras físicas. Por ello, los gases se mezclan y expanden espontáneamente si sus recipientes no los detienen; en este caso, las fuerzas intermoleculares son demasiado débiles para detener a las moléculas. En cambio, a causa de los fuertes enlaces que mantienen unidos los iones sodio y cloruro, el cloruro de sodio no se disuelve espontáneamente en gasolina. (Brown, T.L. et al, 2004).

Cuando se juntan moléculas de diferentes tipos, el mezclado y el consecuente aumento en el desorden serán espontáneos a menos que las moléculas sean detenidas por fuerzas intermoleculares suficientemente intensas o por barreras físicas. Por ello, los gases se mezclan y expanden espontáneamente si sus recipientes no los detienen; en este caso, las fuerzas intermoleculares son demasiado débiles para detener a las moléculas. En cambio, a causa de los fuertes enlaces que mantienen unidos los iones sodio y cloruro, el cloruro de sodio no se disuelve espontáneamente en gasolina. (Brown, T.L. et al, 2004).

En el proceso de disolución intervienen dos factores: un cambio de entalpía y un cambio de entropía. En la mayor parte de los casos, la formación de soluciones se favorece por el aumento en la entropía que acompaña al mezclado. Por consiguiente, se formará una disolución a menos que las interacciones soluto-soluto o disolvente-disolvente sean demasiado fuertes en comparación con las interacciones soluto-disolvente. (Brown, T.L. et al, 2004).

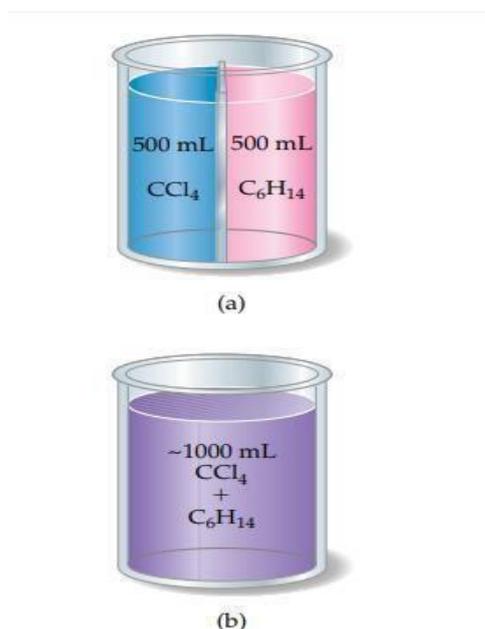


Figura 2.7. Formación de una disolución homogénea entre CCl_4 y C_6H_{14} cuando se retira una barrera que separaba los dos líquidos. La disolución de (b) tiene un carácter más desordenado, o aleatorio, que los líquidos individuales antes de formarse la disolución (a).

En el proceso de disolución intervienen dos factores: un cambio de entalpía y un cambio de entropía. En la mayor parte de los casos, la formación de soluciones se favorece por el aumento en la entropía que acompaña al mezclado. Por consiguiente, se formará una disolución a menos que las interacciones soluto-soluto o disolvente-disolvente sean demasiado fuertes en comparación con las interacciones soluto-disolvente. (Brown, T.L. et al, 2004).

2.2.4.4. Disoluciones saturadas y solubilidad

A medida que un soluto sólido comienza a disolverse en un disolvente, la concentración de partículas de soluto en la disolución aumenta, y lo mismo sucede con la probabilidad de que choquen con la superficie del sólido (Figura 2.8). Tal choque podría hacer que la partícula quedara otra vez unida al sólido. Este proceso, que es lo opuesto al proceso de disolución, se denomina cristalización. Por tanto, en una disolución que está en contacto con soluto no disuelto se dan dos procesos opuestos. Esta situación se representa en la ecuación 2.2 utilizando una flecha doble:

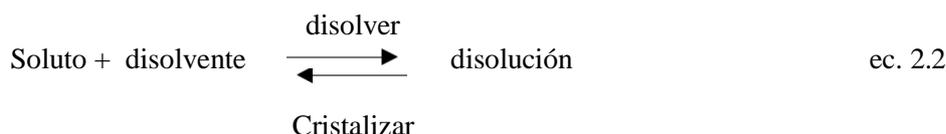


Figura 2.8. **Disolución en la que está presente un exceso de soluto iónico.**

Fuente: Brown, T.L. et al, 2004.

Si las velocidades de estos procesos opuestos se igualan, no habrá ya un aumento neto en la cantidad de soluto en disolución. Una disolución que está en equilibrio con soluto no disuelto está saturada. No se disolverá soluto adicional si se agrega a una disolución saturada. La cantidad de soluto necesaria para formar una disolución saturada en una cantidad dada de disolvente se conoce como solubilidad de ese soluto. Por ejemplo, la solubilidad del NaCl en agua a 0°C es de 35.7 g por 100 mL de agua. Ésta es la cantidad máxima de NaCl que se puede disolver en agua para dar una disolución estable, en equilibrio, a esa temperatura. (Brown, T.L. et al, 2004).

Si disolvemos menos soluto del necesario para formar una disolución saturada, la disolución está insaturada (no saturada). Así, una disolución que contiene sólo 10.0 g de NaCl en 100 mL de agua a 0°C está insaturada porque en ella se puede disolver más soluto. (Brown, T.L. et al, 2004).

En condiciones apropiadas, a veces es posible formar disoluciones que contienen una cantidad de soluto mayor que la necesaria para formar una disolución saturada. Decimos que tales disoluciones están sobresaturadas. Por ejemplo, podemos disolver mucho más acetato de sodio ($\text{NaC}_2\text{H}_3\text{O}_2$) en agua a temperaturas altas que a temperaturas bajas. Si preparamos una disolución de acetato de sodio a alta temperatura y luego la enfriamos lentamente, todo el soluto podría permanecer disuelto aunque la solubilidad disminuye al bajar la temperatura. Puesto que las moléculas de soluto de una disolución sobresaturada están presentes en una concentración mayor que su concentración de equilibrio, tales disoluciones son inestables. Las disoluciones

supersaturadas (sobresaturadas) existen más o menos por la misma razón que existen los líquidos sobreenfriados para que haya cristalización, las moléculas o iones de soluto deben acomodarse correctamente para formar cristales. La adición de un cristal pequeño del soluto (un cristal semilla) proporciona un patrón para la cristalización del soluto en exceso y da lugar a una disolución saturada en contacto con sólido en exceso. (Figura 2.9). (Brown, T.L. et al, 2004).

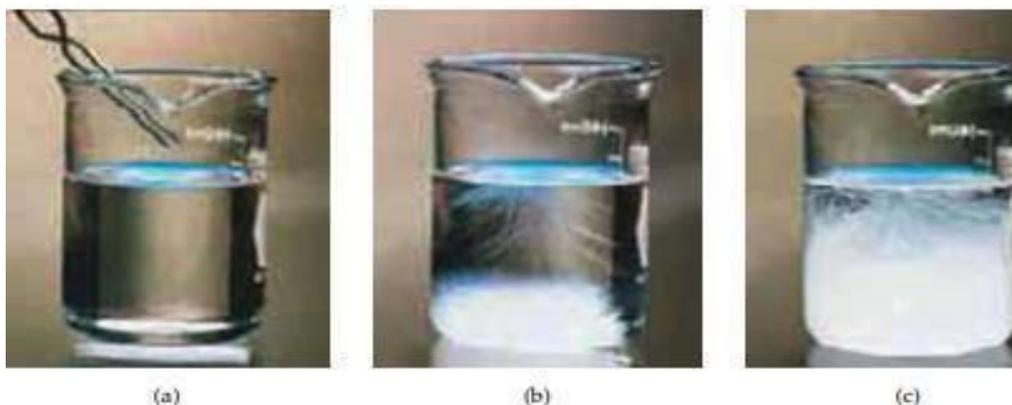


Figura 2.9. El acetato de sodio forma fácilmente disoluciones sobresaturadas en agua.
(a) Cuando se agrega un cristal semilla de $\text{NaC}_2\text{H}_3\text{O}_2$, el $\text{NaC}_2\text{H}_3\text{O}_2$ en exceso se cristaliza de la disolución, como se aprecia en (b) y (c).

Fuente: Brown, T.L. et al, 2004.

2.2.4.5. Factores que afectan la solubilidad

Un factor que determina la solubilidad es la tendencia natural de las sustancias a mezclarse (la tendencia de los sistemas hacia el desorden). Sin embargo, si ésta fuera la única consideración, cabría esperar que todas las sustancias se disolvieran totalmente unas en otras. Obviamente, no sucede así. Las fuerzas de atracción relativas entre las moléculas de disolvente y el soluto también desempeñan papeles muy importantes en el proceso de disolución. (Brown, T.L. et al, 2004).

Aunque la tendencia hacia el desorden y a las diversas interacciones de las partículas de soluto y disolvente influyen en la determinación de la solubilidad, generalmente podemos entender mejor el proceso si nos concentramos en la interacción del soluto y el disolvente. **En general, si los demás factores son comparables, cuanto mayores sean las atracciones entre el soluto y las moléculas de disolvente, mayor será la solubilidad.** (Brown, T.L. et al, 2004).

Como resultado de las atracciones dipolo-dipolo favorables entre moléculas de disolvente y de soluto, los líquidos polares suelen disolverse fácilmente en disolventes polares. El agua no sólo es polar, sino que también puede formar puentes de hidrógeno. Por tanto, las moléculas polares, y en especial las que pueden formar puentes de hidrógeno con las moléculas de agua, suelen ser solubles en agua. Por ejemplo, la acetona, una molécula polar cuya fórmula estructural se muestra en seguida, se mezcla en todas proporciones con agua. La acetona tiene un enlace $\text{C}=\text{O}$ muy polar y pares no enlazantes de electrones en el átomo de O, los cuales pueden formar puentes de hidrógeno con el agua. (Brown, T.L. et al, 2004).

Los pares de líquidos, como la acetona (Figura 2.10) y el agua, que se mezclan en todas proporciones son miscibles, y los que no se disuelven uno en el otro son inmiscibles. La gasolina, que es una mezcla de hidrocarburos, y el agua son inmiscibles. Los hidrocarburos son sustancias no polares debido a varios factores: los enlaces $\text{C}-\text{C}$ no son polares, los enlaces $\text{C}-\text{H}$ casi no son polares y las moléculas tienen una forma lo bastante simétrica como para cancelar

buena parte de los débiles dipolos de enlace C-H. La atracción entre las moléculas polares del agua y las moléculas no polares del hidrocarburo no es lo bastante fuerte como para permitir la formación de una disolución. Los líquidos no polares suelen ser insolubles en líquidos polares. Por ello, el hexano (C₆H₁₄) no se disuelve en agua. (Brown, T.L. et al, 2004).

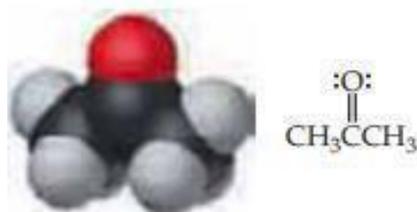


Figura 2.10. Acetona
Fuente: Brown, T.L. et al, 2004.

La serie de compuestos de la tabla 2.5 pone de manifiesto que los líquidos polares tienden a disolverse en otros líquidos polares y los líquidos no polares tienden a disolverse en otros líquidos no polares. Todos estos compuestos orgánicos contienen el grupo OH unido a un átomo de C. Los compuestos orgánicos con esta característica molecular se llaman alcoholes. El enlace O-H no sólo es polar, sino que también puede formar puentes de hidrógeno. Por ejemplo, las moléculas de CH₃CH₂OH pueden formar puentes de hidrógeno con moléculas de agua y también entre sí (Figura 2.11). El resultado es que las fuerzas soluto-soluto, disolvente-disolvente y soluto-disolvente no son apreciablemente distintas dentro de una mezcla de CH₃CH₂OH y H₂O. No hay un cambio apreciable en el entorno de las moléculas al mezclarse. Por ello, el aumento en el desorden que acompaña al mezclado desempeña un papel importante en la formación de la disolución. Así, el etanol (CH₃CH₂OH) y el agua son totalmente miscibles. (Brown, T.L. et al, 2004).

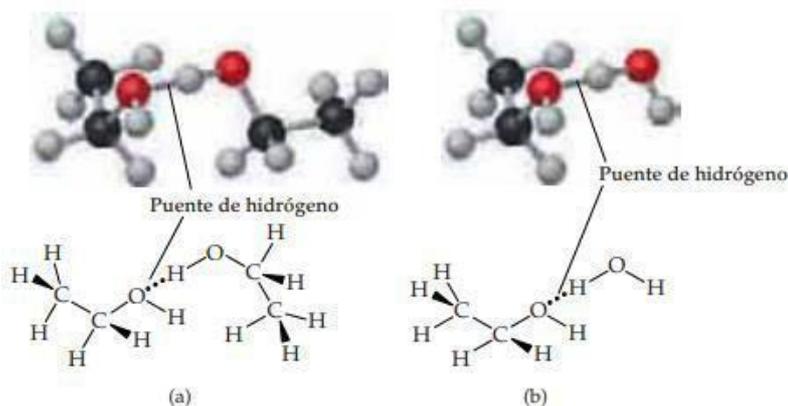


Figura 2.11. Interacciones de puentes de hidrógeno entre las moléculas de etanol (a) y entre el etanol y el agua (b).

Fuente: Fuente: Brown, T.L. et al, 2004.

El número de átomos de carbono de un alcohol afecta su solubilidad en agua. Al aumentar la longitud de la cadena de carbono, el grupo polar OH se convierte en una parte cada vez más pequeña de la molécula, y ésta se comporta cada vez más como un hidrocarburo. La solubilidad del alcohol en agua disminuye de manera acorde. Por otra parte, la solubilidad del alcohol en un disolvente no polar como el hexano (C₆H₁₄) aumenta al incrementarse la longitud de la cadena hidrocarbonada no polar. (Brown, T.L. et al, 2004).

Una forma de mejorar la solubilidad de una sustancia en agua es aumentar el número de grupos polares que contiene. Por ejemplo, si el número de grupos OH a lo largo de la cadena de carbono de un soluto aumenta, hay más formación de puentes de hidrógeno entre ese soluto y el agua, y la solubilidad aumenta. La glucosa ($C_6H_{12}O_6$), tiene cinco grupos OH en un esqueleto de

Cuadro 2.5. Solubilidades de algunos alcoholes en agua y en hexano

Alcohol	Solubilidad en H_2O^a	Solubilidad en C_6H_{14}
CH_3OH	∞	0.12
CH_3CH_2OH	∞	∞
$CH_3CH_2CH_2OH$	∞	∞
$CH_3CH_2CH_2CH_2OH$	0.11	∞
$CH_3CH_2CH_2CH_2CH_2OH$	0.030	∞
$CH_3CH_2CH_2CH_2CH_2CH_2OH$	0.0058	∞
$CH_3CH_2CH_2CH_2CH_2CH_2CH_2OH$	0.0008	∞

a Expresado en mol de alcohol/100 g de disolvente a 20°C. El símbolo de infinito indica que el alcohol es totalmente miscible con el disolvente.

Fuente: Brown, T.L. et al, 2004.

seis carbonos, y esto hace a la molécula muy soluble en agua (83 g se disuelven en 100 mL de agua a 17.5°C). La molécula de glucosa se muestra en la Figura 2.12 (Brown, T.L. et al, 2004).

El estudio de diferentes combinaciones de disolventes y solutos como las que se mencionaron en los párrafos anteriores, ha dado pie a una generalización importante: **las sustancias con fuerzas de atracción intermoleculares similares suelen ser mutuamente solubles**. Esta generalización suele expresarse simplemente como “**lo similar disuelve a lo similar**”. **Las sustancias no polares tienden a ser solubles en disolventes no polares; los solutos iónicos y polares suelen ser solubles en disolventes polares**. Los sólidos de red como el diamante y el cuarzo son insolubles en disolventes tanto polares como no polares a causa de las intensas fuerzas de enlace dentro del sólido. (Brown, T.L. et al, 2004).

Efectos de presión

Las solubilidades de los sólidos y líquidos no acusan un efecto apreciable de la presión, mientras que la solubilidad de un gas en cualquier disolvente aumenta al incrementar la presión del gas sobre el disolvente. (Brown, T.L. et al, 2004).



Figura 2.12 Estructura de la glucosa.

Fuente: Brown, T.L. et al, 2004.

Efectos de la temperatura

La solubilidad de la mayor parte de los solutos sólidos en agua aumenta al incrementarse la temperatura de la disolución. En la Figura 2.13 se muestra este efecto sobre la solubilidad de varias sustancias iónicas en agua. Observe que, en general, la solubilidad aumenta al incrementarse la temperatura. Sin embargo, hay unas cuantas excepciones a esta regla, como se observa con el $\text{Ce}_2(\text{SO}_4)_3$, cuya curva de solubilidad tiende hacia abajo al aumentar la temperatura (Brown, T.L. et al, 2004).

2.2.4.6. Equilibrios de solubilidad



El producto de solubilidad (Kps)

Considere una disolución saturada de cloruro de plata que está en contacto con cloruro de plata sólido. El equilibrio de solubilidad se representa como:

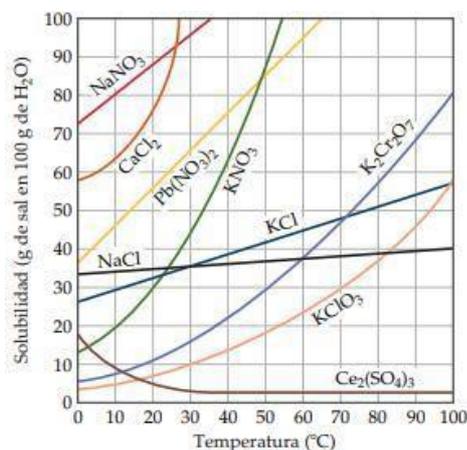
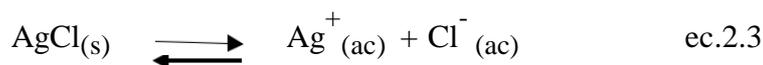


Figura 2.13. Solubilidades de varios compuestos iónicos en agua en función de la temperatura.

Fuente: Brown, et al, 2004.



El cloruro de plata es una sal insoluble (ver figura 2.13). Es válido suponer que la pequeña cantidad de AgCl sólido que se disuelve en agua se disocia por completo en iones Ag^+ y Cl^- . En las reacciones heterogéneas, la concentración del sólido es una constante. Así que podemos escribir la constante de equilibrio para la disolución de AgCl como:

$$K_{ps} = [\text{Ag}^+][\text{Cl}^-] \quad \text{ec. 2.4}$$

Donde:

K_{ps} : Constante del producto de solubilidad o simplemente producto de solubilidad.

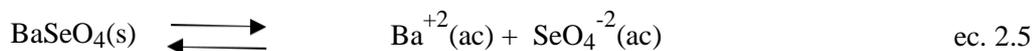
$[\text{Ag}^+]$: Concentración del ion Ag^+ en el equilibrio.

$[\text{Cl}^-]$: Concentración del ion Cl^- en el equilibrio.

El producto de solubilidad de un compuesto es el producto de las concentraciones molares de los iones constituyentes, cada una elevada a la potencia de su coeficiente estequiométrico en la ecuación de equilibrio (Chang y Goldsby, 2013).

Para los siguientes casos:

■

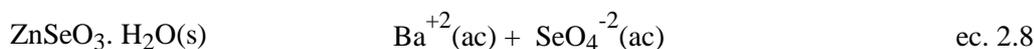
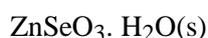


$$K_{ps} = [\text{Ba}^{+2}][\text{SeO}_4^{-2}] \quad \text{ec. 2.6}$$

$$K_{ps} = 3.4 \cdot 10^{-8} \quad \text{ec. 2.7}$$

(Generali, Eni, 2019)

■



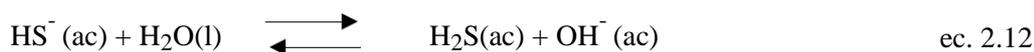
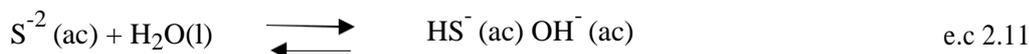
$$K_{ps} = [\text{Ba}^{+2}][\text{SeO}_3^{-2}] \quad \text{ec. 2.9}$$

$$K_{ps} = 1.59 \times 10^{-7} \quad \text{ec. 2.10}$$

(Generali, Eni, 2019)

En la tabla 2.6 se muestran los productos de solubilidad de diversas sales de baja solubilidad. Las sales solubles, como NaCl y KNO₃, que tienen valores de K_{ps} muy grandes, no se incluyen en la tabla. El valor de K_{ps} indica la solubilidad de un compuesto iónico, es decir, cuanto menor sea su valor menos soluble será el compuesto en agua. Sin embargo, al utilizar los valores de K_{ps} para comparar solubilidades, se deben elegir los compuestos que tengan fórmulas semejantes, como AgCl y ZnS, o CaF₂ y Fe(OH)₂ (Chang y Goldsby, 2013).

Como nota aclaratoria, se supone que las sustancias disueltas muestran un comportamiento ideal para los cálculos de concentración de disoluciones; pero esto no siempre es válido. Por ejemplo, una disolución de fluoruro de bario (BaF₂) puede contener, además de los iones Ba²⁺ y F⁻, un par iónico neutro y un par iónico con carga, como BaF₂ y BaF⁺. Además, muchos aniones de los compuestos iónicos descritos en la tabla 2.6 son bases conjugadas de ácidos débiles. Por ejemplo, en el sulfuro de cobre (CuS), el ion S⁻² se puede hidrolizar de la siguiente manera que:



Los iones pequeños de metales altamente cargados, como Al⁺³ y Bi⁺³, experimentarán hidrólisis. Tanto la formación de pares iónicos como la hidrólisis de la sal disminuyen las concentraciones de los iones que aparecen en la expresión de K_{ps}; no obstante, en esta sección no nos interesa la desviación del comportamiento ideal (Chang y Goldsby, 2013).

Para la disolución de un sólido iónico en medio acuoso, puede presentarse cualquiera de las siguientes condiciones: 1) la disolución no está saturada, 2) la disolución está saturada, o 3) la disolución está sobresaturada. Para las concentraciones de iones que no corresponden a

Cuadro 2.6. Productos de solubilidad de algunos compuestos iónicos ligeramente solubles a 25°C

Compuesto	K_{ps}	Compuesto	K_{ps}
Hidróxido de aluminio [Al(OH) ₃]	1.8×10^{-33}	Cromato de plomo(II) (PbCrO ₄)	2.0×10^{-14}
Carbonato de bario (BaCO ₃)	8.1×10^{-9}	Fluoruro de plomo(II) (PbF ₂)	4.1×10^{-8}
Fluoruro de bario (BaF ₂)	1.7×10^{-6}	Yoduro de plomo(II) (PbI ₂)	1.4×10^{-8}
Sulfato de bario (BaSO ₄)	1.1×10^{-10}	Sulfuro de plomo(II) (PbS)	3.4×10^{-28}
Sulfuro de bismuto (Bi ₂ S ₃)	1.6×10^{-72}	Carbonato de magnesio (MgCO ₃)	4.0×10^{-5}
Sulfuro de cadmio (CdS)	8.0×10^{-28}	Hidróxido de magnesio [Mg(OH) ₂]	1.2×10^{-11}
Carbonato de calcio (CaCO ₃)	8.7×10^{-9}	Sulfuro de manganeso(II) (MnS)	3.0×10^{-14}
Fluoruro de calcio (CaF ₂)	4.0×10^{-11}	Cloruro de mercurio(I) (Hg ₂ Cl ₂)	3.5×10^{-18}
Hidróxido de calcio [Ca(OH) ₂]	8.0×10^{-6}	Sulfuro de mercurio(II) (HgS)	4.0×10^{-54}
Fosfato de calcio [Ca ₃ (PO ₄) ₂]	1.2×10^{-26}	Sulfuro de níquel(II) (NiS)	1.4×10^{-24}
Hidróxido de cromo(III) [Cr(OH) ₃]	3.0×10^{-29}	Bromuro de plata (AgBr)	7.7×10^{-13}
Sulfuro de cobalto(II) (CoS)	4.0×10^{-21}	Carbonato de plata (Ag ₂ CO ₃)	8.1×10^{-12}
Bromuro de cobre(I) (CuBr)	4.2×10^{-8}	Cloruro de plata (AgCl)	1.6×10^{-10}
Yoduro de cobre(I) (CuI)	5.1×10^{-12}	Yoduro de plata (AgI)	8.3×10^{-17}
Hidróxido de cobre(II) [Cu(OH) ₂]	2.2×10^{-20}	Sulfato de plata (Ag ₂ SO ₄)	1.4×10^{-5}
Sulfuro de cobre(II) (CuS)	6.0×10^{-37}	Sulfuro de plata (Ag ₂ S)	6.0×10^{-51}
Hidróxido de hierro(II) [Fe(OH) ₂]	1.6×10^{-14}	Carbonato de estroncio (SrCO ₃)	1.6×10^{-9}
Hidróxido de hierro(III) [Fe(OH) ₃]	1.1×10^{-36}	Sulfato de estroncio (SrSO ₄)	3.8×10^{-7}
Sulfuro de hierro(II) (FeS)	6.0×10^{-19}	Sulfuro de estaño(II) (SnS)	1.0×10^{-26}
Carbonato de plomo(II) (PbCO ₃)	3.3×10^{-14}	Hidróxido de zinc [Zn(OH) ₂]	1.8×10^{-14}
Cloruro de plomo(II) (PbCl ₂)	2.4×10^{-4}	Sulfuro de zinc (ZnS)	3.0×10^{-23}

Fuente: (Chang y Goldsby, 2013).

condiciones en el equilibrio utilizamos el cociente de reacción, que en este caso se denomina producto iónico (Q), para predecir si se formará un precipitado. Advierta que Q tiene la misma forma de K_{ps}, excepto que las concentraciones de los iones no son concentraciones en el equilibrio. Por ejemplo, si mezclamos una disolución que contenga iones Ag⁺ con otra que tenga iones Cl⁻, el producto iónico estará dado por:

$$Q = [Ag^+]_0 [Cl^-]_0 \quad \text{ec. 2.13}$$

El subíndice 0 indica que éstas son concentraciones iniciales y que no necesariamente corresponden a las del equilibrio. Las relaciones que se pueden establecer entre Q y K_{ps} son:

$$Q < K_{ps} \quad \text{Disolución no saturada (sin precipitación)} \quad \text{ec. 2.14}$$

$$[Ag^+]_0 [Cl^-]_0 < 1.6 \times 10^{-10} \quad \text{ec. 2.15}$$

$$Q = K_{ps} \quad \text{Disolución saturada (sin precipitación)} \quad \text{ec. 2.16}$$

$$[Ag^+]_0 [Cl^-]_0 = 1.6 \times 10^{-10} \quad \text{ec. 2.17}$$

$$Q > K_{ps} \quad \text{Disolución sobresaturada; se precipitará} \quad \text{ec. 2.18}$$

concentraciones AgCl hasta que el producto de las iónicas se iguala a 1.6×10^{-10} .

$$[Ag^+]_0 [Cl^-]_0 > 1.6 \times 10^{-10} \quad \text{ec. 2.19}$$

➤ Solubilidad molar y solubilidad

Hay dos formas de expresar la solubilidad de una sustancia : como solubilidad molar, que es el número de moles de soluto en un litro de una disolución saturada (mol/L), y como solubilidad, que es el número de gramos de soluto en un litro de una disolución saturada (g/L). Observe que ambas expresiones se refieren a la concentración en disoluciones saturadas a una temperatura determinada (que suele ser de 25°C).

Tanto la solubilidad molar como la solubilidad son cantidades apropiadas para el trabajo del laboratorio, y se utilizan para determinar los valores de K_{ps} mediante los pasos señalados en la figura 2.14 (a). En el ejemplo 2.1 se muestra el procedimiento.

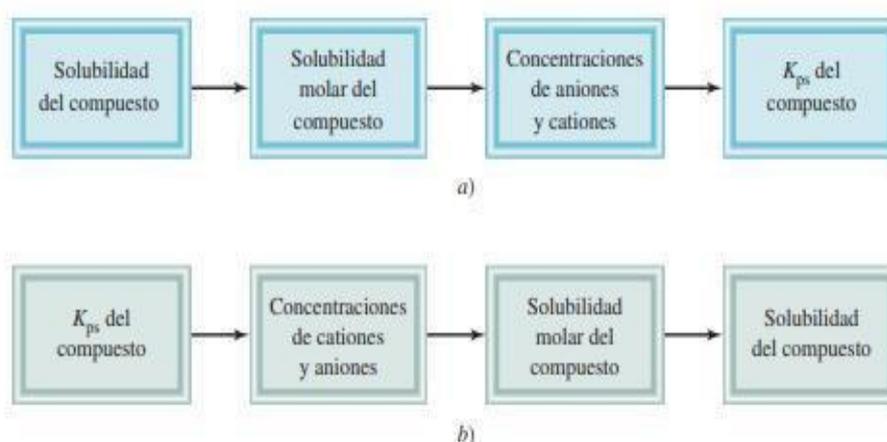
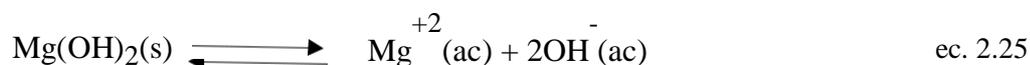


Figura 2.14. Secuencia de pasos: a) para calcular K_{ps} a partir de los datos de solubilidad y b) para calcular la solubilidad a partir de los datos de K_{ps} .

Fuente: (Chang y Goldsby, 2013).

➤ El pH y la solubilidad

La solubilidad de muchas sustancias también depende del pH de la disolución. Considere el equilibrio de solubilidad del hidróxido de magnesio:



Al añadir iones OH^{-} (con lo que aumenta el pH), el equilibrio se desplaza hacia la izquierda y disminuye la solubilidad del Mg(OH)_2 . (Éste es ejemplo del efecto del ion común.) Por otra parte, al añadir iones H^{+} (con lo que disminuye el pH), el equilibrio se desplaza hacia la derecha y la solubilidad del Mg(OH)_2 aumenta. Por ello, las bases insolubles tienden a disolverse en disoluciones ácidas. De igual forma, los ácidos insolubles se disuelven en disoluciones básicas. (Chang y Goldsby, 2013).

2.2.5. Gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda*)

El gusano cogollero (*S. frugiperda*) es una de las plagas más importantes del maíz L (*Zea mays*). Éste es de los pocos insectos que se dispersan y reproducen a través de todo el

continente americano (Abbas et al. 1989) en las últimas décadas, el uso intensivo de plaguicidas de amplio espectro contra este insecto ha ocasionado el desarrollo de resistencia a la mayoría de los productos registrados para su control, además de resurgencia de plagas y contaminación ambiental (Morillo y Notz, 2003).

El *Spodoptera frugiperda* es una especie polífaga, pero afecta principalmente los cultivos de maíz y sorgo. Durante los primeros días de desarrollo de la planta, la larva puede actuar cortando la planta cerca del suelo (como cortadora), o defoliándola parcial o totalmente, lo que puede causar la muerte de la planta. Durante el período de desarrollo vegetativo (6 hojas en adelante) el daño generalmente se circunscribe al cogollo (actuando como cogollero). En la última etapa del cultivo puede afectar la panoja, estigmas y granos. Los maíces sembrados en zonas cálidas son los más afectados por esta plaga, así como los tardíos en zonas templadas.

2.2.5.1. Clasificación taxonómica del gusano cogollero

Cuadro 2.7. Ubicación taxonómica de *Spodoptera frugiperda*.

Taxonomía	
Reino	Animalia
Filo	Artrópodo
Clase	Insecta
Orden	Lepidoptera
Suborden	Frenatae
Familia	Heteroneura
Infraorden	Noctuidae
Subfamilia	Amphirynae
Genero	Spodoptera
Especie	Spodoptera frugiperda J.E. Smith.

Fuente: Guerra Blandino & Poveda Suarez (2016)

2.2.5.2. Plantas hospedadoras (Polífaga)

Las plantas que pueden hospedar al gusano cogollero además de las plantas de maíz son las siguientes:

- **Gramíneas (de preferencia):** Caña, maíz, arroz, sorgo, avena, cebada, trigo, pastos (elefante, pangola, sudán), grama china.
- **Otras:** Papa, tomate, tabaco, pepino, frijol, maní, trébol, alfalfa, col, nabo, algodón, camote, espinaca, yuyo, verdolaga.

2.2.5.3. Biología del gusano cogollero (*S. frugiperda*)

Los huevos son de color blanco perla, son puestos en grupo y protegidos con escamas y secreciones bucales de la palomilla (Figura 2.15) , miden aproximadamente 0.4 mm y 0.3 mm de altura. Una hembra puede poner de 100 a 200 huevos por ovipostura y hasta en su vida fértil. La duración de los diferentes estados biológicos se presenta en la tabla 2.8 (García y Tarango, 2009).

Cuadro 2.8. Duración de los diferentes estados biológicos de *S. Frujiperpa* en relación con la temperatura.

Temperatura °C	Días promedio			
	Huevo	Larva	Pupa	Adulto
34.9	-	13.9	5.9	4.7
29.5	2.0	14.9	7.1	9.4
19.9	6.7	39.4	18.9	15.7

Fuente: García y Tarango, 2009.

El color de las larvas varía según el alimento, aunque en general son pardo oscuras, tres rayas pálidas longitudinales. En la parte frontal de la cabeza se distingue una “Y” blanca invertida (Figura 2.16). Las larvas pasan por seis o siete estadios y llegan a medir hasta 35 mm longitud (Negrete y Morales, 2003).



Figura 2.15. Masa de huevos del gusano cogollero puestos en el haz de una hoja de maíz.

Fuente: García y Tarango, 2009.



Figura 2.16. Larva madura del gusano cogollero en una hoja de maíz, que muestra las tres bandas claras a lo largo del cuerpo y la “Y” invertida en la cabeza.

Fuente: Negrete y Morales 2003.

La pupa se desarrolla en el suelo (Figura 2.17) , es de color Café rojizo y mide entre 14 y 18 mm de longitud (Negrete y Morales 2003). El adulto es una palomilla de olor café grisáceo que mide alrededor de 3 cm con las alas extendidas (Figura 2.18). Las alas del macho son de color café más claro que el de las hembras y tienen una mancha transversal de color blanco cremoso (Nava y Ramírez 2002).



Figura 2.17. Pupa del gusano cogollero en el suelo, Al pie de la planta de la que la larva se Alimentó.

Fuente: Negrete y Morales 2003.



Figura 2.18. Adulto macho del gusano cogollero. Note la mancha de color blanco cremoso en las alas anteriores. Fuente: García y Tarango, 2009.

2.2.5.4. Hábitos

Durante las primeras fases del desarrollo del cultivo (de 4 a 6 hojas) las masas de huevos de *S. frugiperda* son más abundantes en la parte baja de la planta de maíz y en el envés de la hoja. Cuando la planta tiene de 8-10 y 12-24 hojas los huevos son puestos en la región media y superior y en el haz de la hoja. El mayor número de huevos es puesto en la fase de 4-6 hojas (García y Tarango, 2009).

Las larvas recién eclosionadas se alimentan principalmente de la misma masa de huevos a la que pertenecieron. Durante las primeras horas, los estadios larvario jóvenes presentan una respuesta positiva a la luz y como resultado se mueven hacia la parte superior de la planta de maíz, donde pueden ser movidas por el viento a otras plantas. Por si solas las larvas pueden dispersarse en un tiempo de dos horas cuando la temperatura alcanza los 35 °C (García y Tarango, 2009).

2.2.5.5. Daños

La larva del primer estadio consume el tejido foliar por un lado, sin llegar a perforarlo, dejando intacta la capa epidérmica del haz de la hoja. A partir del segundo y tercer estadio la alimentación de las larvas en el cogollo se manifiesta con una hilera de perforaciones en las hojas (Figura 2.19). Los últimos estadios puede ocasionar una defoliación completa, dejando únicamente las nervaduras o tallo de la planta (Figura 2.10). Los pequeños agujeros ocasionados por la alimentación en las hojas nuevas se asemejan al daño originado por el gusano barrenados europeo del maíz, y aunque son síntomas iniciales son similares, los umbrales y medidas de control son diferentes en el gusano cogollero. Por lo tanto, es importante encontrar larvas vivas y determinar cuál insecto está causando el daño (Bessin 2007).

El daño económico de esta plaga generalmente es importante. Una infestación no controlada de gusano cogollero (*S. frugiperda*) puede ocasionar una reducción del rendimiento de 13 a 60%, debido a la pérdida de área foliar y a un retraso o inhibición en la emisión de las inflorescencias. Cabe resaltar que las plantas de maíz son susceptibles de ser dañadas por el gusano cogollero durante su desarrollo vegetativo, de la emergencia y hasta 55-60 días después de dicha fase (Figura 2.15); por lo tanto, es en esta etapa cuando debe muestrearse la plaga y en su caso aplicar las medidas de control (CESAVEG 2008).



Figura 2.19. Daño por larvas jóvenes de *S. frugiperda* en el cogollo de plantas de maíz.

Fuente: García y Tarango, 2009



Figura 2.20. Daño por larvas maduras de *S. frugiperda* en plantas de maíz.

Fuente: García y Tarango 2009.

2.2.5.6. Ciclo de biológico del gusano cogollero (*S. frugiperda*)

Dependiendo de las temperaturas el ciclo completo de la plaga puede durar entre 30 y 70 días, siendo más corto en condiciones de mayor temperatura y viceversa. En cada generación, el ciclo de la plaga está dividido en cuatro estados.

La duración de los mismos varía: (i) Como pupa (apenas enterradas en el suelo o sobre los rastrojos), dura entre 6-13 días; (ii) como adulto, 6 a 20 días; (iii) como huevo, entre 2-5 días y, (iv) como larva, entre 17 a 32 días (en esta etapa pasa por 6 a 9 estadíos). Este aspecto del ciclo de vida del insecto puede considerarse clave: la exposición a bajas temperaturas (< a 2°C) durante períodos breves (< 4 días) mata las pupas (Figura 2.21).

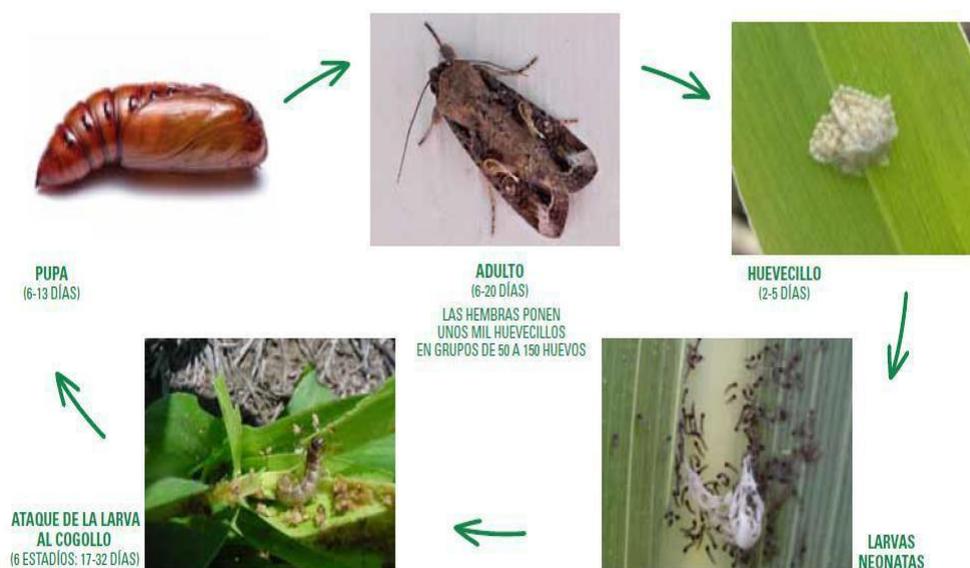


Figura 2.21. Ciclo Biológico de *Spodoptera Frujiperda*

Fuente: Du Pont, s.f.

En general, las pupas mueren en un altísimo porcentaje al estar expuestas durante periodos cortos, por ejemplo de 15 días a temperaturas por debajo de 8°C (Murúa, 2014). En algunas regiones del norte del país, donde las condiciones sean favorables (Temperatura), el insecto pasaría el invierno en estado de pupa enterrado en el suelo.

2.2.5.7. Estadios larvales y el momento óptimo de control

El potencial de daño será distinto según el estadio del insecto y el eventual control químico requerirá de diferentes principios activos, dosis y/o modalidad de aplicación. El momento óptimo de control es antes de que la larva se desarrolle más de 1,5 cm (L3) ya que a partir de ese tamaño se alojan en el cogollo dificultando su control al no ser alcanzadas por el producto aplicado.

Si las larvas ya están alojadas en el cogollo, se requerirán volúmenes de mojado más altos para intentar llegar al objetivo (Figura 2.22).

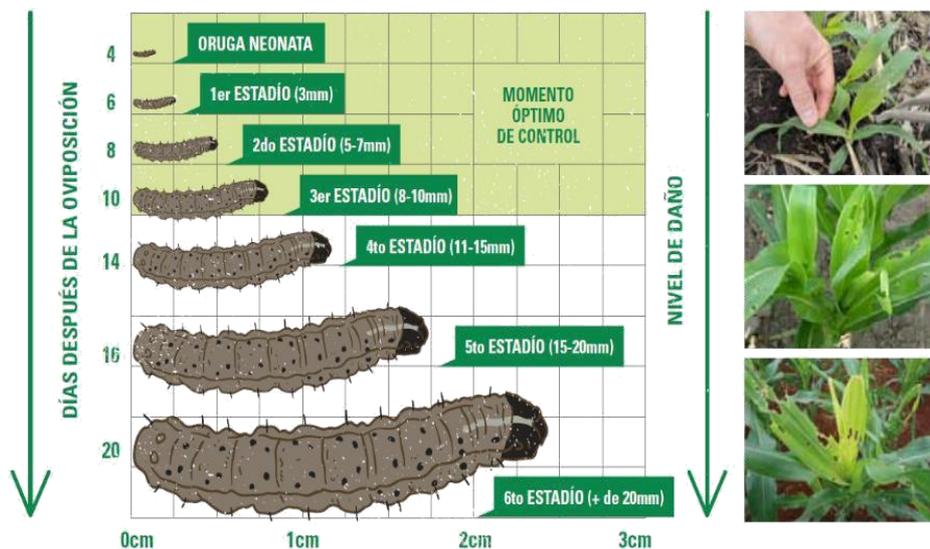


Figura 2.22. Estadios Larvales de *Spodoptera Frugiperda*

Fuente: Du Pont, s.f.

2.2.5.8. Recomendaciones de manejo químico del gusano cogollero (*S. frugiperda*)

Toda la estrategia de monitoreo y control debe apuntar a suprimir la plaga durante el período vegetativo del cultivo ya que una vez que se aloja en la espiga la posibilidad de controlarla se reduce significativamente y es difícil llegar con producto a esa altura de la planta con un correcto mojado (cantidad de gotas por centímetro cuadrado conteniendo el ingrediente activo). Debido al carácter migratorio de la plaga, en ocasiones pueden no observarse daño durante el período vegetativo, pero sí registrarse oviposiciones durante el período reproductivo.

2.3. HIPÓTESIS

Se puede obtener un biocida natural a partir de la planta llamada borrachera (*Ipomoea carnea*) que pueda controlar el gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda*).

III. MATERIALES Y METODOS

3.1. LOCALIZACIÓN Y CARACTERIZACIÓN DEL LUGAR

3.1.1. Lugar y Fecha de Ejecución

El presente trabajo de investigación se ha desarrollado en el Laboratorio de Ingeniería Química de la Facultad de Ingeniería de Minas y Laboratorio de Entomología de la Facultad de Agronomía de la Universidad Nacional de Piura.

3.1.2. Duración del experimento.

Este estudio se llevó a cabo desde abril del 2018 y culminó en mayo del 2019.

3.2. MATERIALES Y EQUIPOS

3.2.1. Materiales

3.2.1.1. Materiales de campo

Los materiales de campo son aquellos que se han utilizado tanto para la recolección de las hojas, tallos y flores de la planta borrachera (*I. carnea*) en la zona del distrito de las Lomas y las puestas (huevecillos) de gusano cogollero (*S. fujiperda*), que se recolectaron de la parcela de maíz en la Universidad Nacional de Piura.

Cuadro 3.1. Materiales de campo

Items	Material	Cantidad
1	Tijeras de jardinero profesional PG 30	01
2	Libretas de campo	01
3	Plumones	02
4	Etiquetas	12
5	Cartulina	06
6	Lapicero	02
7	Lupa	01
8	Bolsas plásticas	50
9	Sacos de polietileno	04

3.2.1.2. Materiales de laboratorio

Los materiales y equipos de laboratorio son aquellos que se han utilizado en la preparación de los extractos acuosos de hojas, tallos y flores de planta borrachera (*Ipomoea carnea*) y la aplicación de los extractos a las larvas de gusano cogollero (*S. fujiperda*).

Cuadro 3.2. Materiales de laboratorio

Items	Material	Cantidad
1	Vasos de precipitación de 500 ml	04
2	Vasos de precipitación de 100 ml	06
3	Matraz Erlenmeyer de 500 ml	04
4	Matraz Erlenmeyer de 250 ml	04
5	Probeta de 50 ml	01
6	Embudos de vidrio	06
7	Embudos buchner	01
8	Soporte para embudo	01
9	Espátula metálica	01
10	Tapers de plástico 8.0 L	06
11	Tapers de plástico 0.5 L	200

Cuadro 3.3. Equipos de laboratorio

Items	Material	Cantidad
1	Lupa	01
2	Molino	01
3	Balanza analítica	01
4	Agitador magnético con calentamiento	03
5	Pastillas para agitador magnético	06
6	Bomba de vacío	01
7	Estufa	01
8	pH-metro	01
9	Mufla	01

3.3. MÉTODOS Y PROCEDIMIENTOS

3.3.1. Fase de campo

3.3.1.1. Recolección de la planta borrachera (*Ipomoea carnea*)

La recolección de plantas borrachera (*I. carnea*) localizadas en el distrito de las Lomas, se realizó haciendo uso de una tijera de jardinero se cortaba los tallos, hojas y flores de las plantas que se encontraban en forma silvestre en la zona.

El distrito de Las Lomas, se encuentra ubicado en la costa norte del Perú, en la parte Nor – Oeste del Departamento de Piura.



Ubicación política

Departamento : Piura.
 Provincia : Piura.
 Distrito : Las Lomas.



Ubicación geográfica

Latitud : 4° 39' 14''
Longitud : 80° 14' 25''
Altitud : 254.0 m.s.n.m.

3.3.1.2. Recolección de huevos de gusano cogollero (*S. frugiperda*)

La recolección de los huevos de gusano cogollero (*S. frugiperda*) se realizó en el campus de la Universidad Nacional de Piura, en las plantaciones de maíz tiernas, especialmente las que tenían una altura entre 1.0 a 1.5 m de altura. Los huevos se encontraban adheridos en las hojas y se cortaba la hoja con todo y huevos, luego se colocaron en bolsas plásticas, para luego llevarlos al laboratorio de entomología. Además se recolectó otras hojas de plantas tiernas de maíz para que sirva de alimento de las larvas que iban de los huevos.

3.3.2. Fase de Laboratorio

3.3.2.1. Fase de obtención de extractos de la planta borrachera (*I. carnea*)

A. Pretratamiento de los tallos, hojas y flores de la planta borrachera (*I. carnea*)

Los tallos, hojas y flores que recolectaron, se pusieron a secar a la sombra durante 72 horas.

Los tallos, hojas y flores se molieron y tamizaron y se guardaron en bolsas debidamente codificados.

B. Extracción acuosa de hojas y tallos de la planta borrachera (*I. carnea*)

Se pesó 6.25 g de hojas y 6.25g de tallos, ambos pre tratadas, se colocaron en un vaso de precipitación de 1 L y se le adicionó 400 ml de agua destilada. Luego el vaso de precipitación se colocó en un agitador magnético para realizar una agitación (810 rpm) durante un tiempo de 8 h. La mezcla obtenida se le realizó una filtración al vacío utilizando un embudo buchner y papel filtro, recogiendo el filtrado en un vaso de precipitación. También se ha evaluado el proceso de extracción acuosa a través de mediciones de los parámetros fisicoquímicos: conductividad eléctrica (C.E), sólidos totales disueltos (STD) y pH. Estos parámetros se midieron durante todo el proceso de extracción en intervalos de tiempo de una hora.

C. Extracción acuosa de flores de la planta borrachera (*I. carnea*)

Se pesó 12.5 g de flores pre tratadas, se colocaron en un vaso de precipitación de 1 L y se le adicionó 400 ml de agua destilada. Luego el vaso de precipitación se colocó en un agitador magnético para realizar una agitación (810 rpm) durante un tiempo de 8 h. La mezcla obtenida se le realizó una filtración al vacío utilizando un embudo buchner y papel filtro, recogiendo el filtrado en un vaso de precipitación. También se ha evaluado el proceso de extracción acuosa a través de mediciones de los parámetros fisicoquímicos: conductividad eléctrica (C.E), sólidos totales disueltos (STD) y pH. Estos parámetros se midieron durante todo el proceso de extracción en intervalos de tiempo de una hora.

D. Extracción acuosa de tallos, hojas y flores de la planta borrachera (*I. carnea*)

Se pesó 4.17 g de tallos, 4.17 g de hojas y 4.17 g de flores pre tratadas, se colocaron en un vaso de precipitación de 1 L y se le adicionó 400 ml de agua destilada. Luego el vaso de precipitación se colocó en un agitador magnético para realizar una agitación (810 rpm) durante un tiempo de 8 h. La mezcla obtenida se le realizó una filtración al vacío utilizando un embudo buchner y papel filtro, recogiendo el filtrado en un vaso de precipitación. También se ha evaluado el proceso de extracción acuosa a través de mediciones de los parámetros fisicoquímicos: conductividad eléctrica (C.E), sólidos totales disueltos (STD) y pH. Estos parámetros se midieron durante todo el proceso de extracción en intervalos de tiempo de una hora.

3.3.2.2. Fase crianza larvas de gusano cogollero (*S. frugiperda*)

Los huevos de gusano cogollero (*S. frugiperda*) se colocaron en un taper de plástico de ocho litros, con hojas de maíz tiernas. Se esperó a que nazcan las larvas a los tres días y dejaron crecer hasta el tercer estadio.

3.3.2.3. Aplicación de los extractos de la planta borrachera (*I. carnea*) a las larvas de gusano cogollero (*S. frugiperda*)

Para el presente estudio se utilizó los extractos de hojas más tallos, flores y el testigo (agua) es decir tres tratamientos y con cuatro repeticiones.

La evaluación se realizó a las 24 horas, 48 horas, 72 horas, 5 días y 7 días. Se contabilizaron el número de larvas muertas y se calculó el porcentaje de mortalidad.

A. Aplicación del extracto de tallos y hojas de la planta borrachera (*I. carnea*)

Las larvas de gusano cogollero (*S. frugiperda*) que lograron crecer hasta el tercer estadio se colocaron en tapers de plástico adaptado de medio litro en un número de cinco con cuatro trozos pequeños de hojas de maíz para que les sirva de alimento, luego se aplicó 10 ml aproximadamente del extracto de tallos y hojas de la planta borrachera (*I. carnea*) por taper, haciendo uso de un aspersor. Se hicieron cuatro repeticiones.

B. Aplicación del extracto de flores de la planta borrachera (*I. carnea*)

Las larvas de gusano cogollero (*S. frugiperda*) que lograron crecer hasta el tercer estadio se colocaron en tapers de plástico de medio litro en un número de cinco con cuatro trozos pequeños de hojas de maíz para que les sirva de alimento, luego se aplicó 10 ml aproximadamente del extracto de flores de la planta borrachera (*I. carnea*) por taper, haciendo uso de un aspersor. Se hicieron cuatro repeticiones.

C. Aplicación del extracto de flores, tallos y hojas de la planta borrachera (*I. carnea*)

Las larvas de gusano cogollero (*S. frugiperda*) que lograron crecer hasta el tercer estadio se colocaron en tapers de plástico de medio litro en un número de cinco con tres trozos

pequeños de hojas de maíz para que les sirva de alimento, luego se aplicó 10 ml aproximadamente del extracto de flores de la planta borrachera (*I. carnea*) por taper, haciendo uso de un aspersor. Se hicieron cuatro repeticiones.

D. Aplicación de agua destilada (blanco)

Las larvas de *S. frugiperda* que lograron crecer hasta el tercer estadio se colocaron en tapers de plástico de medio litro en un número de diez con unos cuatro trozos pequeños de hojas de maíz para que les sirva de alimento, luego se aplicó 10 ml aproximadamente de agua destilada (blanco) por taper, haciendo uso de un aspersor. Se hicieron cuatro repeticiones.

3.4. ANÁLISIS ESTADÍSTICO

En el presente estudio se realizó un diseño estadístico completamente al azar con tres tratamientos y cuatro repeticiones. Con la obtención de los datos y gráficos correspondientes, se analizaron para realizar las de discusiones de las observaciones registradas en la presentación de resultados y conclusiones, para esto se utilizaron las siguientes variables estadísticas: sumatorias, promedios, porcentajes.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. RESULTADOS

4.1.1. Fase de campo

4.1.1.1. Recolección de la planta borrachera (*I. carnea*)

Se recolectaron muestras de plantas borrachera (*I. carnea*): Tallos, hojas y flores, en cantidad aproximada de un saco de cada una. Estas muestras fueron localizadas en localizadas en el distrito de las Lomas. Ver figuras 4.1 y 4.2.



Figura 4.1. Plantas de borrachera (*I. carnea*) en el distrito de Las Lomas.



Figura 4.2. Flores, hojas y tallos de la planta borrachera (*I. carnea*) secándose al medio ambiente.



Figura 4.3. Flores, hojas y tallos de *la planta borrachera (I. carnea)* secas después de pasar por la estufa al medio ambiente.

4.1.1.2. Recolección de huevos de gusano cogollero (*S. frugiperda*)

Se recolectaron los huevos de gusano cogollero (*S. frugiperda*) en una cantidad de seis camadas, estas muestras se tomaron de una plantación de maíz en el campus de la Universidad Nacional de Piura. En las figuras 4.4, 4.5 y 4.6 se muestran la plantación de maíz donde se tomaron las muestras.



Figura 4.4. Plantación de maíz en el campus de la U.N.P de donde se recolectaron los huevos de gusano cogollero (*S. frugiperda*).



Figura 4.5. Planta de maíz con hojas con agujeros que dejan las larvas de gusano cogollero (*S. frugiperda*).



Figura 4.6. Camada de huevos de gusano cogollero (*S. frugiperda*) en hoja de maíz.

4.1.2. Fase de Laboratorio

4.1.2.1. Obtención de los extractos de la planta borrachera (*I. carnea*)

Se obtuvieron 03 los extractos de la planta borrachera (*I. carnea*) por disolución acuosa en el laboratorio, siendo los resultados los siguientes:

a) Extracto de hojas y tallos de la planta borrachera (*I. carnea*)

Se obtuvo el extracto acuoso a partir de hojas y tallos de la planta borrachera (*I. carnea*) (ver figura 4.7) con las siguientes características fisicoquímicas (ver cuadro 4.1):

Cuadro 4.1. Propiedades de extracto de hojas y tallos de la planta borrachera (*I. carnea*).

No.	Propiedad	Resultado
1	Volumen (ml)	395
2	pH	7.0
3	Temperatura (°C)	25.8
4	Conductividad eléctrica (mS/cm)	3.25

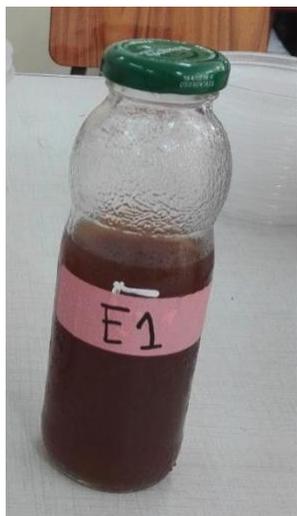


Figura 4.7. Extracto de hojas y tallos de la planta borrachera (*I. carnea*).



Evaluación de la extracción acuosa a partir de los tallos y hojas

La extracción acuosa se evaluó a través de los parámetros fisicoquímicos: conductividad eléctrica (C.E), sólidos totales disueltos (STD), pH y tiempo óptimo de extracción. Ver figura 4.8 y 4.9, cuadro 4.3 y los gráficos 4.1, 4.2 y 4.3.



Figura 4.8. Proceso de extracción de tallos y hojas de la planta borrachera (*I. carnea*).

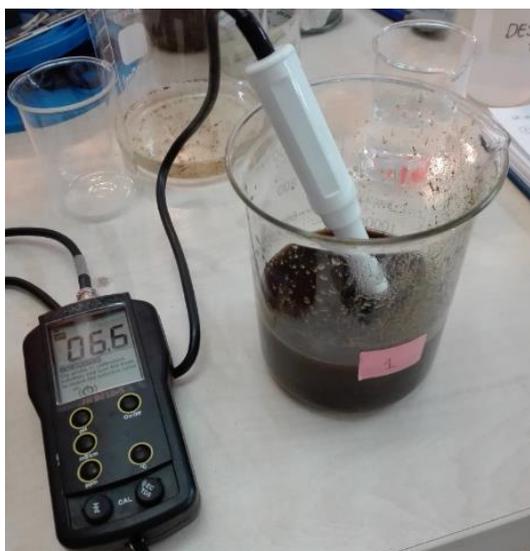


Figura 4.9. Medición de los parámetros C.E, TDS y pH en el proceso de extracción de tallos y hojas de la planta borrachera (*I. carnea*).

Cuadro 4.2. Evaluación del proceso de extracción de tallos y hojas de la planta borrachera (*I. carnea*).

	Tiempo (h)								
	0	1	2	3	4	5	6	7	8
CE (mS/cm)	0	2.79	3.19	3.20	3.25	3.02	3.08	3.04	3.03
STD (ppm)	0	>2000	>2000	>2000	>2000	>2000	>2000	>2000	>2000
pH	4.5	5.9	6.6	6.7	6.6	7.1	7.1	7.0	7.0

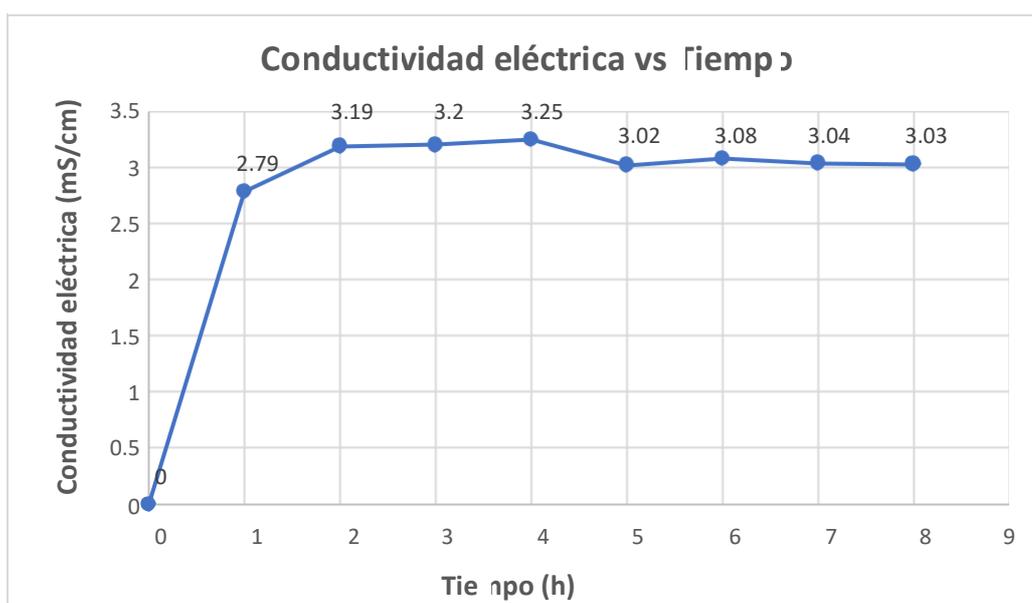


Gráfico 4.1. Medidas de la conductividad eléctrica en el proceso de extracción de tallos y hojas planta borrachera (*I. carnea*).

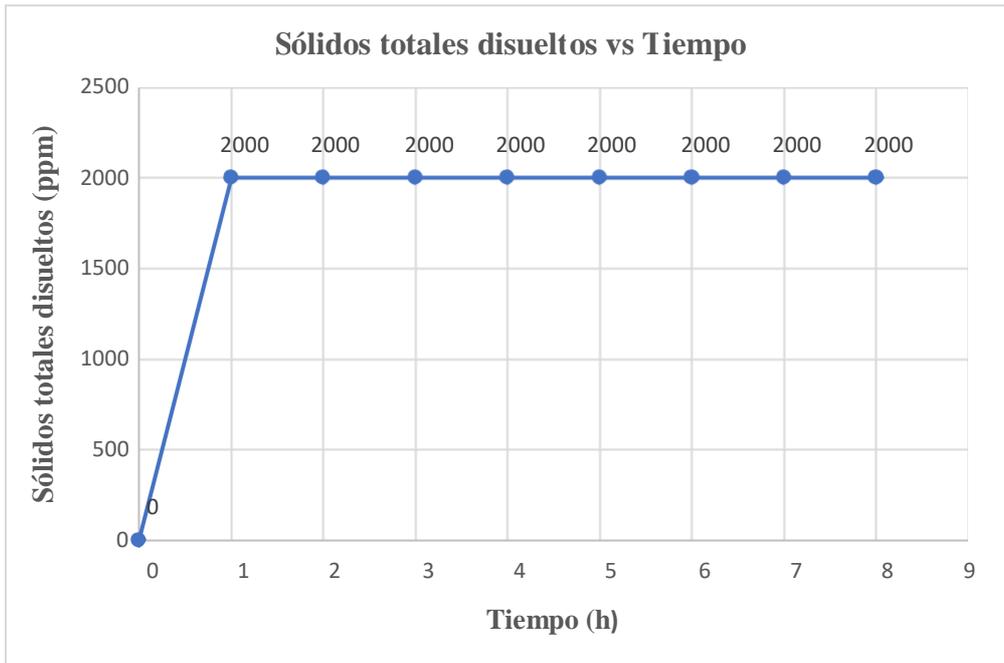


Gráfico 4.2. Medidas de sólidos totales disueltos en el proceso de extracción de tallos y hojas de la planta borrachera (*I. carnea*).

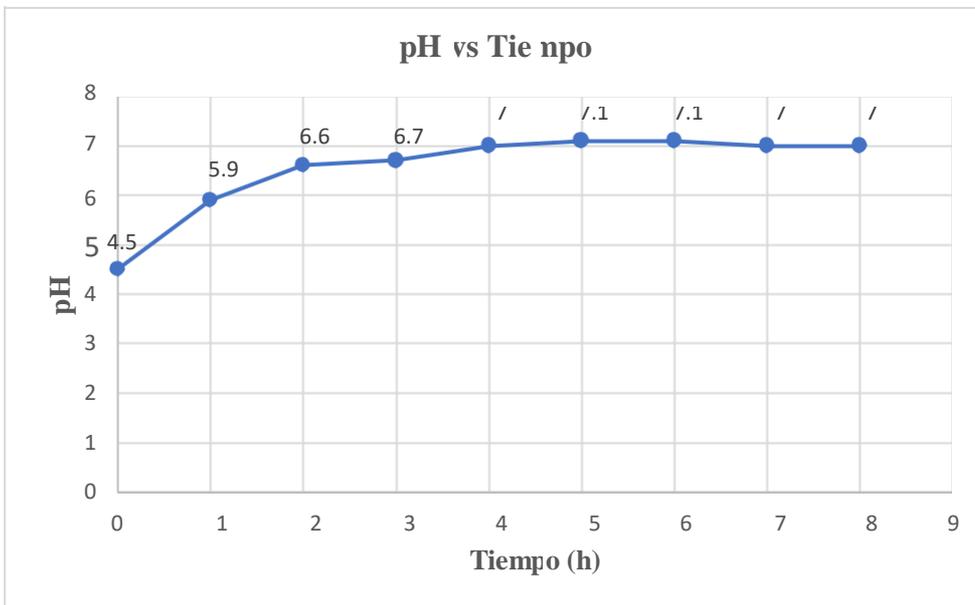


Gráfico 4.3. Medida pH en el proceso de extracción de tallos y hojas planta borrachera (*I. carnea*).

b) Extracto de flores de la planta borrachera (*I. carnea*).

Se obtuvo el extracto acuoso a partir de las flores de la *planta borrachera (I. carnea)* (ver figura 4.10), con las siguientes características fisicoquímicas:

Cuadro 4.3. Propiedades de extracto de flores de la planta borrachera (*I. carnea*).

No.	Propiedad	Resultado
1	Volumen (ml)	395
2	pH	6.2
3	Temperatura (°C)	25.8
4	Conductividad eléctrica (mS/cm)	2.74



Figura 4.10. Extracto de flores de la planta borrachera (*I. carnea*).

➤ **Evaluación de la extracción acuosa a partir de los tallos y hojas de la planta borrachera (*I. carnea*).**

La extracción acuosa se controló a través de los parámetros fisicoquímicos: conductividad eléctrica (C.E), sólidos totales disueltos (STD), pH y tiempo óptimo de extracción. . Ver figura 4.11 y 4.12, cuadro 4.4 y los gráficos 4.3, 4.4 y 4.5.



Figura 4.11. Proceso de extracción de flores la planta borrachera (*I. carnea*).



Figura 4.12. Medidas de C.E, TDS y pH en el proceso de extracción de flores.

Cuadro 4.4. Evaluación del proceso de extracción de flores de la planta borrachera (*I. carnea*).

	Tiempo (h)								
	0	1	2	3	4	5	6	7	8
CE (mS/cm)	0	2.46	2.69	2.74	2.73	2.73	2.72	2.73	2.72
STD (ppm)	0	1840	1945	2000	2000	2000	2000	2000	2000
pH	4.5	5.4	6	6.2	6.2	6.2	6.3	6.3	6.2

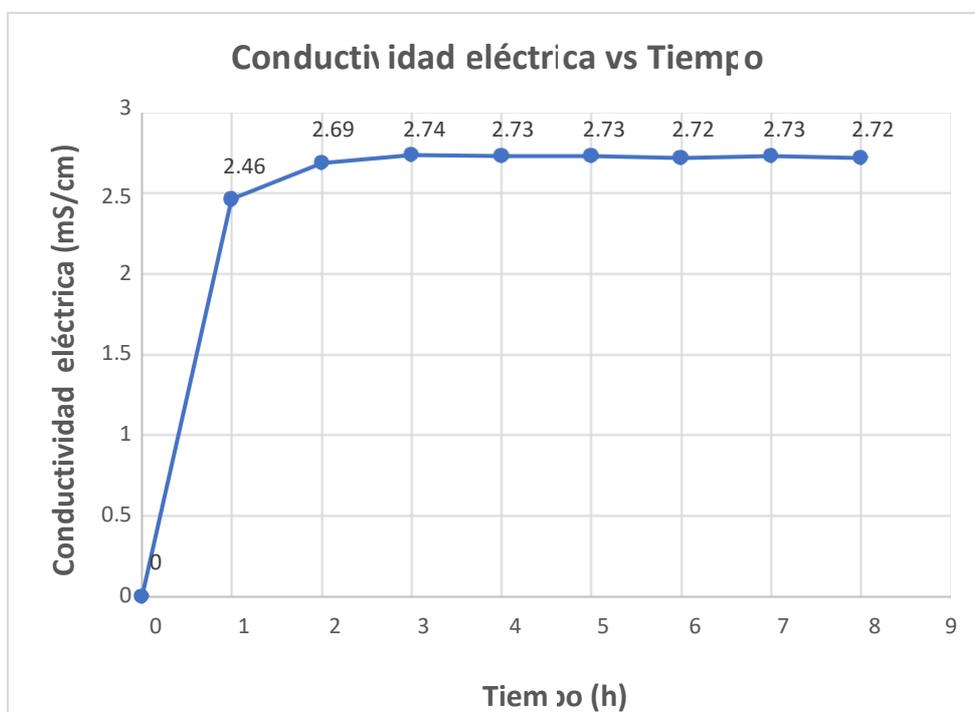


Gráfico 4.4. Medidas de la conductividad eléctrica en el proceso de extracción de flores de la planta borrachera (*I. carnea*).

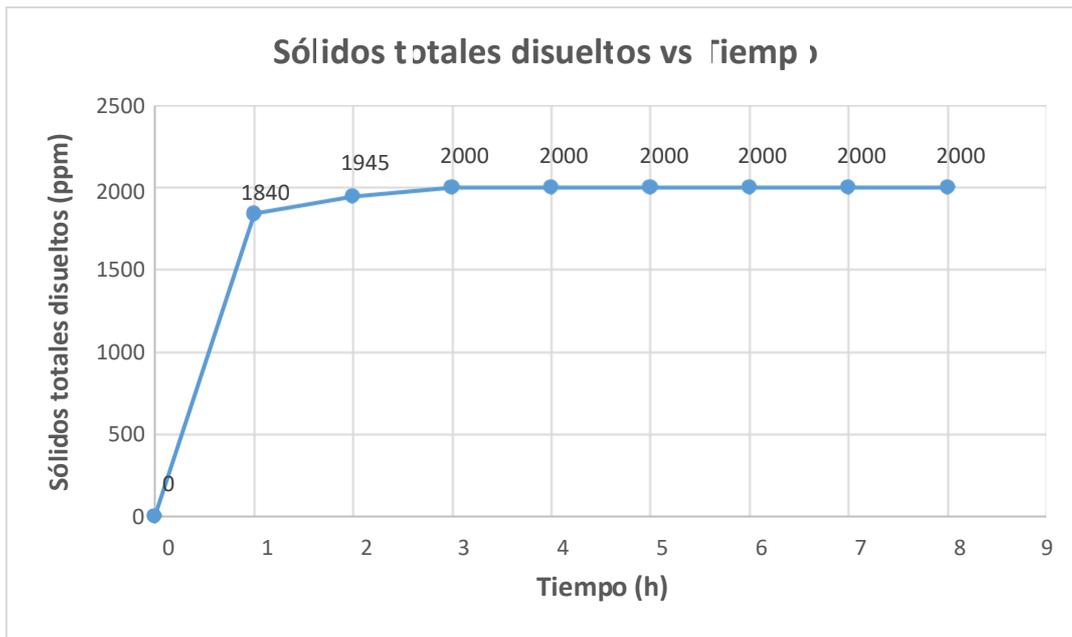


Gráfico 4.5. Medidas de sólidos totales disueltos en el proceso de extracción de flores de la planta borrachera (*I. carnea*).

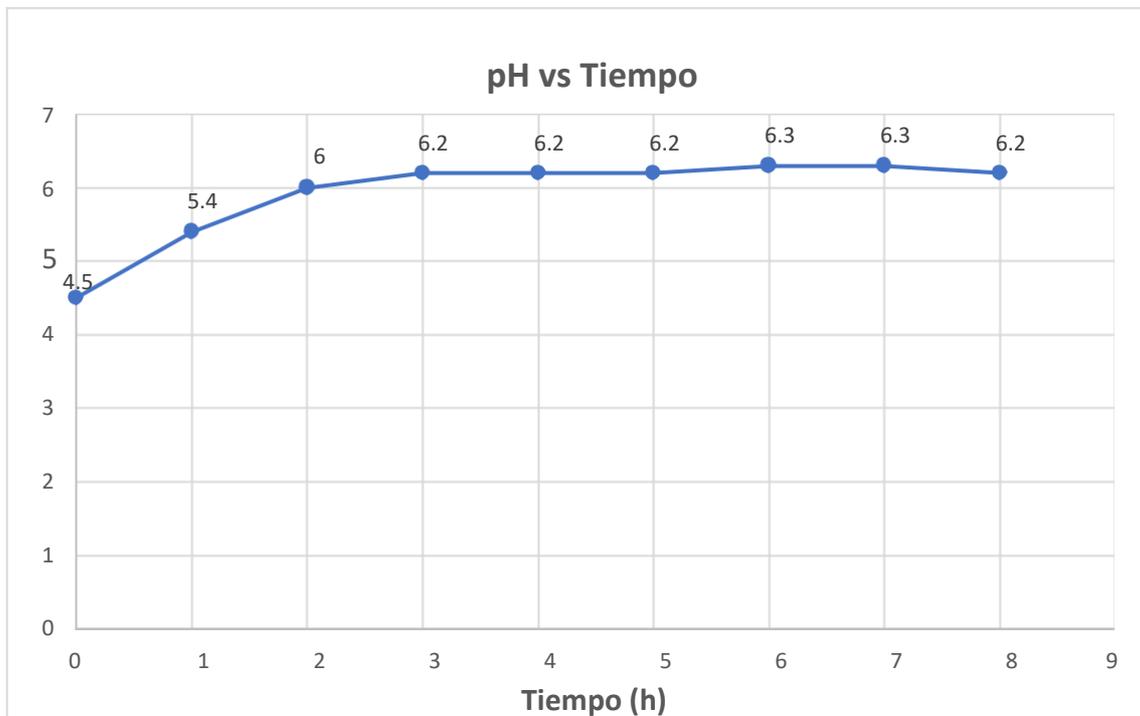


Gráfico 4.6. Medidas de pH en el proceso de extracción de flores de la planta borrachera (*I. carnea*).

c) Extracto de tallos, hojas y flores de la planta borrachera (*I. carnea*).

Se obtuvo el extracto acuoso a partir de las hojas, tallos y flores de la planta borrachera (*I. carnea*) ver figura 4.13, con las siguientes características fisicoquímicas (ver cuadro 4.5):

Cuadro 4.5. Propiedades de extracto de hojas, tallos y flores de la planta borrachera (*I. carnea*).

No.	Propiedad	Resultado
1	Volumen (ml)	395
2	pH	6.5
3	Temperatura (°C)	21.8
4	Conductividad eléctrica ($\mu\text{S}/\text{cm}$)	3.08



Figura 4.13. Extracto de tallos, hojas y flores de la planta borrachera (*I. carnea*).

➤ **Evaluación de la extracción acuosa a partir de los tallos y hojas de la planta borrachera (*I. carnea*).**

La extracción acuosa se controló a través de los parámetros fisicoquímicos: conductividad eléctrica (C.E), sólidos totales disueltos (STD), pH y tiempo óptimo de extracción.. Ver figura 4.14 y 4.15, cuadro 4.6 y los gráficos 4.7, 4.8 y 4.9.

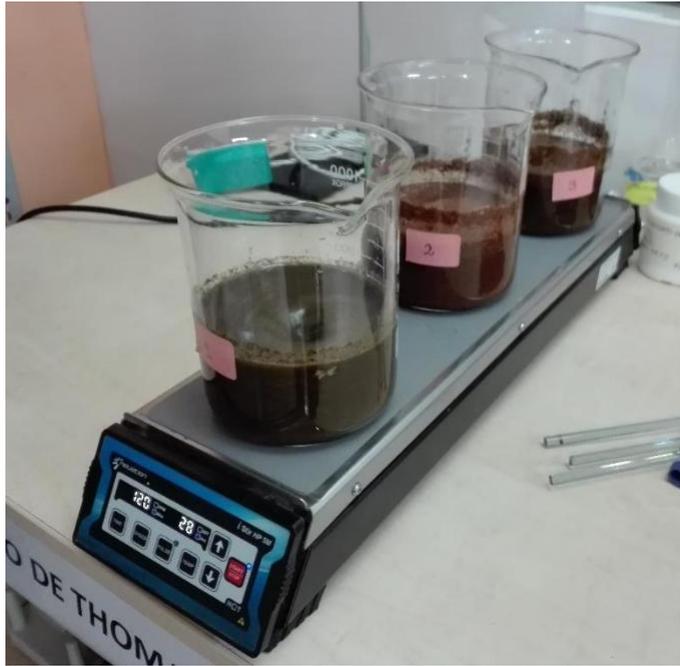


Figura 4.14. Proceso de extracción de tallos, hojas y flores de la planta borrachera (*I. carnea*).



Figura 4.15. Medidas de C.E, TDS y pH en el proceso de extracción de tallos, hojas y flores.

Cuadro 4.6. Evaluación del proceso de extracción de tallos, hojas y flores de la planta borrachera (*I. carnea*).

	Tiempo (h)								
	0	1	2	3	4	5	6	7	8
CE (mS/cm)	0	2.95	2.9	3.02	3.05	3.01	3.08	3.01	3.01
STD (ppm)	0	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000
pH	4.5	5.7	6.3	6.4	6.3	6.5	6.5	6.5	6.4

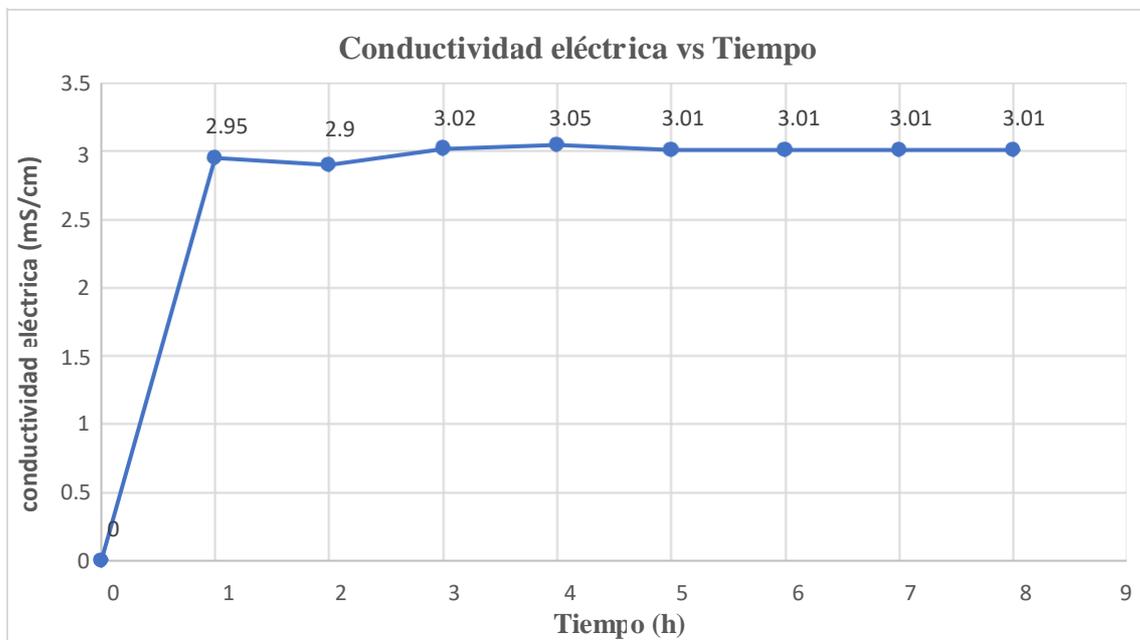


Gráfico 4.7. Medidas de la conductividad eléctrica del proceso de extracción de tallos, hojas y flores de la planta borrachera (*I. carnea*).

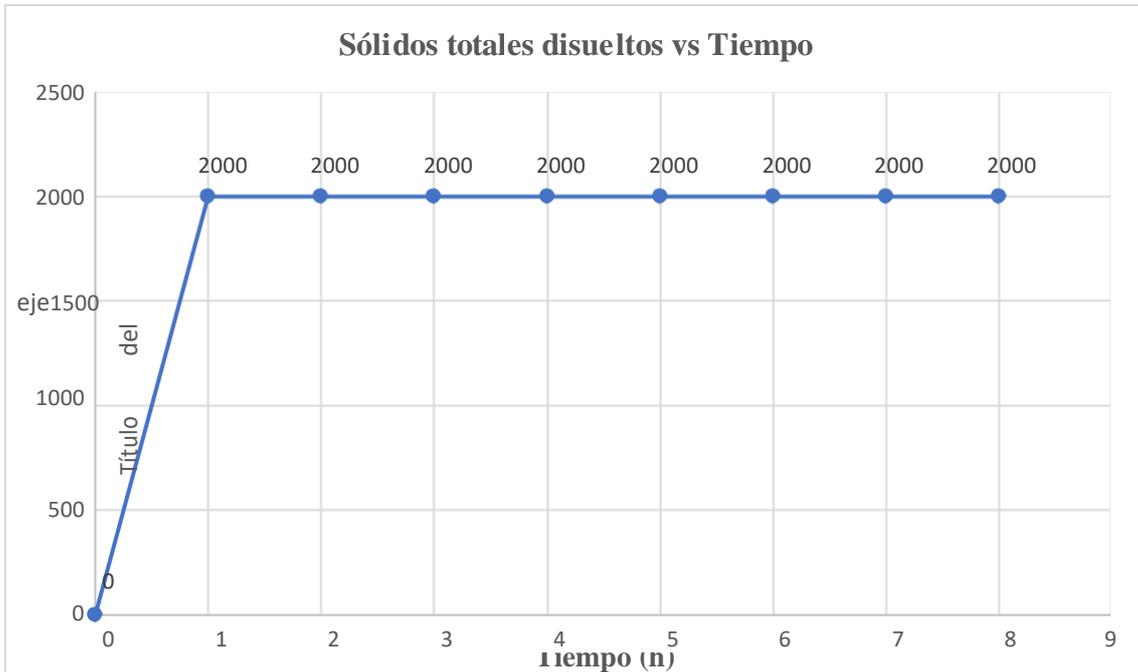


Gráfico 4.8. Medidas sólidos totales disueltos en el proceso de extracción de tallos, hojas y flores de la planta borrachera (*I. carnea*).

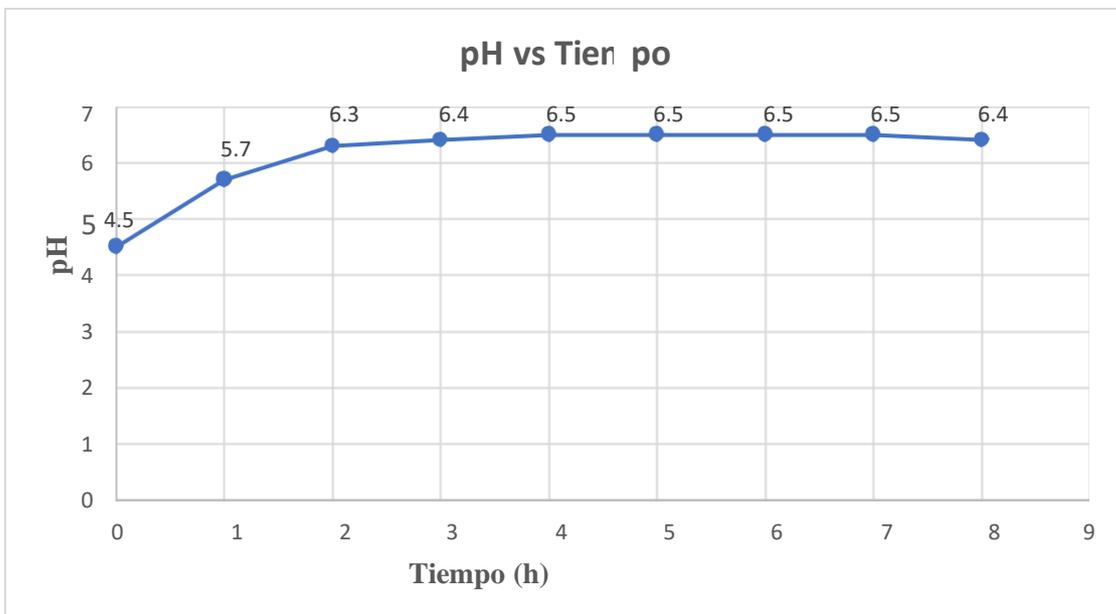


Gráfico 4.9. Medidas pH en el proceso de extracción de tallos, hojas y flores de la planta borrachera (*I. carnea*).

4.1.2.2. Crianza de larvas de gusano cogollero (*S. frugiperda*)

Se realizó la crianza de larvas de gusano cogollero (*S. frugiperda*) hasta el estadio tres, en tapers de plástico, para poder aplicarles los extractos obtenidos, ver figura 4.16 y 4.17.



Figura 4.16. Crianza de las larvas de gusano cogollero (*S. frugiperda*). Taper destapado.



Figura 4.17. Crianza de las larvas de gusano cogollero (*S. frugiperda*). Taper cerrado.

4.1.2.3. Aplicación de los extractos de la planta borrachera (*I. carnea*) a las larvas de gusano cogollero (*S. frugiperda*)

Se aplicaron los extractos obtenidos a las larvas criadas. Se colocaron cinco larvas de gusano cogollero (*S. frugiperda*) en tapers de medio litro. Por cada extracto obtenido se aplicaron a cuatro tapers con cinco larvas cada uno. Ver figuras 4.18, 4.19 , 4.20 y 4.21.



Figura 4.18. Cuatro tapers con cinco larvas cada uno que se les va aplicar el extracto de flor, hoja y tallo de *Ipomoea carnea*.



Figura 4.19. Cuatro tapers con cinco larvas de gusano cogollero (*S. frugiperda*).



Figura 4.20. Cuatro tapers con cinco larvas cada uno que se les va aplicar el extracto de hoja y tallo de planta borrachera (*I. carnea*).



Figura 4.21. Aplicación de un extracto a cuatro tapers con cinco larvas cada uno.

4.1.2.4. Número de larvas de gusano cogollero (*S. frugiperda*) antes y después de la aplicación de los extractos de la planta borrachera (*I. carnea*).

Se evaluó el efecto biocida de los extractos de *Ipomoea carnea* obtenidos sobre las larvas de *S. frugiperda*, cuantificando el número de larvas que murieron a las 24, 48, 72, 96, 120 y 144 horas. Los resultados se muestran en los cuadros 4.7, 4.8, 4.9 y 4.10 y sus respectivas gráficas 4.10, 4.11 y 4.12. En el gráfico 4.13 se muestra en resumen el efecto biocida de los tres extractos obtenidos.

Cuadro 4.7. Número de larvas de gusano cogollero (*S. frugiperda*) antes y después de la aplicación del extracto de hojas y tallo de la planta borrachera (*I. carnea*).

Extracto de <i>Ipomoea carnea</i>	N° repeticiones	N° de larvas vivas	N° de larvas gusano cogollero (<i>S. frugiperda</i>) muertas					
			24 (h)	48 (h)	72 (h)	96 (h)	120 (h)	144 (h)
hojas y tallos	4	20	4	11	11	13	14	14
Testigo (agua)	4	20	0	0	0	0	0	0

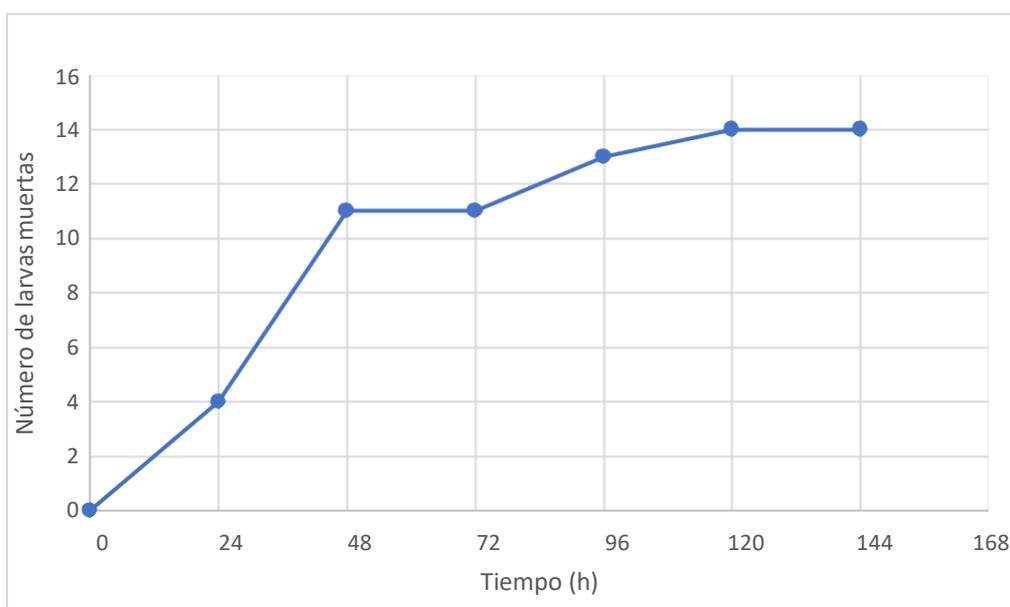


Gráfico 4.10. Número de larvas de gusano cogollero (*S. frugiperda*) antes y después de la aplicación del extracto de hojas y tallo de la planta borrachera (*I. carnea*).

Cuadro 4.8. Número de larvas de gusano cogollero (*S. frugiperda*) antes y después de la aplicación del extracto de flores de la planta borrachera (*I. carnea*).

Extracto de <i>Ipomoea carnea</i>	N° repeticiones	N° de larvas vivas	N° de larvas <i>S.Frugiperda</i> muertas					
			24 (h)	48 (h)	72 (h)	96 (h)	120 (h)	144 (h)
Flores	4	20	6	12	13	15	17	17
Testigo (agua)	4	20	0	0	0	0	0	0

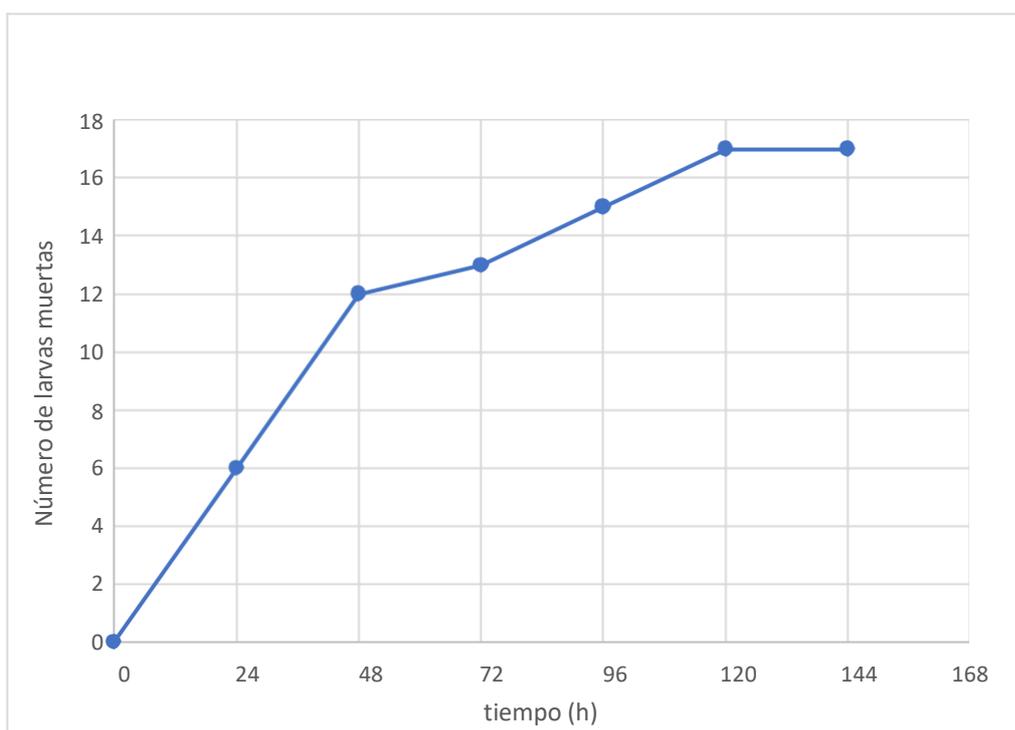


Gráfico 4.11. Número de larvas de gusano cogollero (*S. Frugiperda*) antes y después de la aplicación del extracto de flores de la planta borrachera (*I. carnea*).

Cuadro 4.9. Número de larvas de *S.frujiperda* antes y después de la aplicación del extracto de tallos, hojas y flores de la planta borrachera (*I. carnea*).

Extracto de <i>Ipomoea carnea</i>	N° repeticiones	N° de larvas vivas	N° de larvas <i>S.Frugiperda</i> muertas					
			24 (h)	48 (h)	72 (h)	96 (h)	120 (h)	144 (h)
Flores, hojas y tallos	4	20	7	13	14	16	18	18
Testigo (agua)	4	20	0	0	0	0	0	0

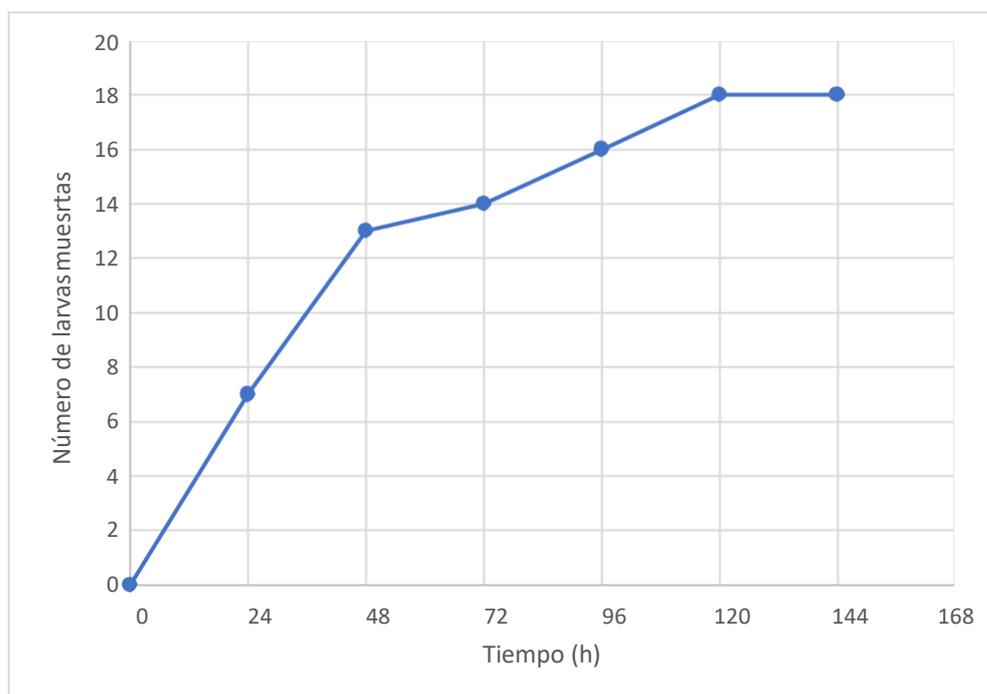


Gráfico 4.12. Número de larvas de *S.Frujiperda* antes y después de la aplicación del extracto de flores, hojas y tallos de la planta borrachera (*I. carnea*).

Cuadro 4.10. Resumen del número de larvas de *S.Frugiperda* antes y después de la aplicación de los tres extractos: hojas y tallos; flores y tallos, hojas y flores, de la planta borrachera (*I. carnea*).

Extracto de <i>Ipomoea carnea</i>	N° repeticiones	N° de larvas vivas	N° de larvas <i>S.Frugiperda</i> muertas					
			24 (h)	48 (h)	72 (h)	96 (h)	120 (h)	144 (h)
hojas y tallos	4	20	4	11	11	13	14	14
Flores	4	20	6	12	13	15	17	17
Flores, hojas y tallos	4	20	7	13	14	16	18	18
Testigo (agua)	4	20	0	0	0	0	0	0

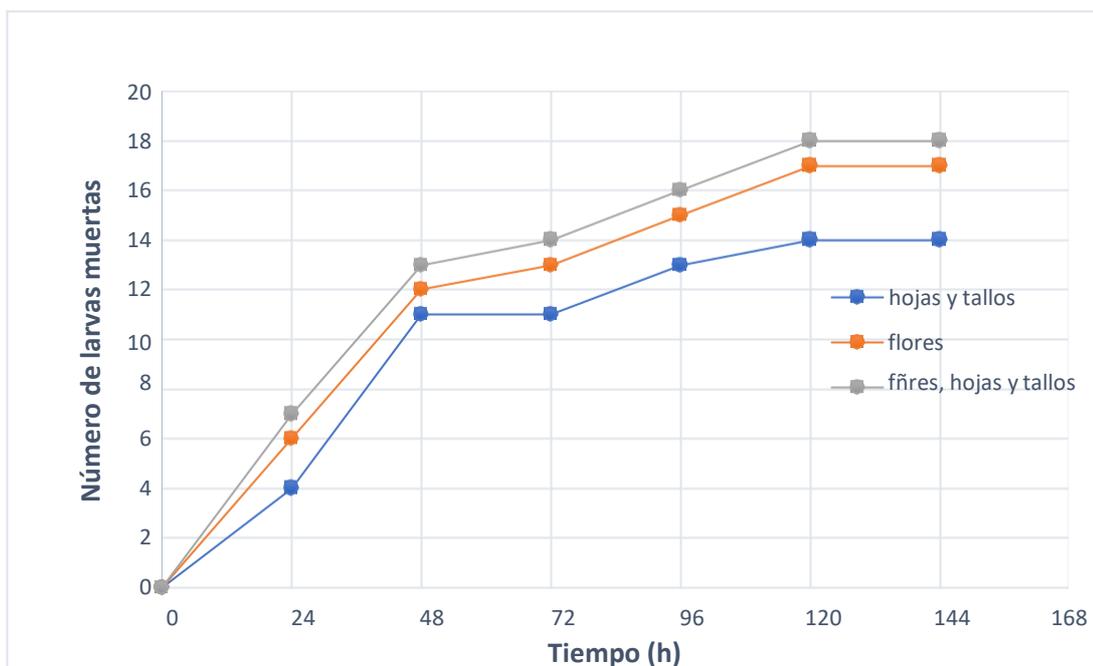


Gráfico 4.13. Resumen del número de larvas de gusano cogollero (*S.Frugiperda*) antes y después de la aplicación de los tres extractos: Hojas y tallos; flores y tallos, hojas y flores.

4.1.2.5. Porcentaje de larvas de gusano cogollero (*S. frugiperda*) antes y después de la aplicación de los extractos

Se evaluó el efecto biocida de los extractos de la planta borrachera (*I. carnea*) obtenidos sobre las larvas de gusano cogollero (*S. frugiperda*), cuantificando el porcentaje de larvas que murieron a las 24, 48, 72, 96, 120 y 144 horas. Los resultados se muestran en las tablas 4.11, 4.12, 4.13 y 4.14 y sus respectivos gráficos 4.14, 4.15, 4.16 y 4.17.

Cuadro 4.11. Porcentaje de larvas de gusano cogollero (*S. frugiperda*) antes y después de la aplicación del extracto de hojas y tallos.

Extracto de Ipomoea carnea	N° repeticiones	N° larvas vivas	Porcentaje de larvas de gusano cogollero (<i>S. frugiperda</i>) muertas después de la aplicación del extracto (%)					
			24 (h)	48 (h)	72 (h)	96 (h)	120 (h)	144 (h)
Hoja y tallo	4	20	20	55	55	57	57	70
Testigo (agua)	4	20	0	0	0	0	0	0

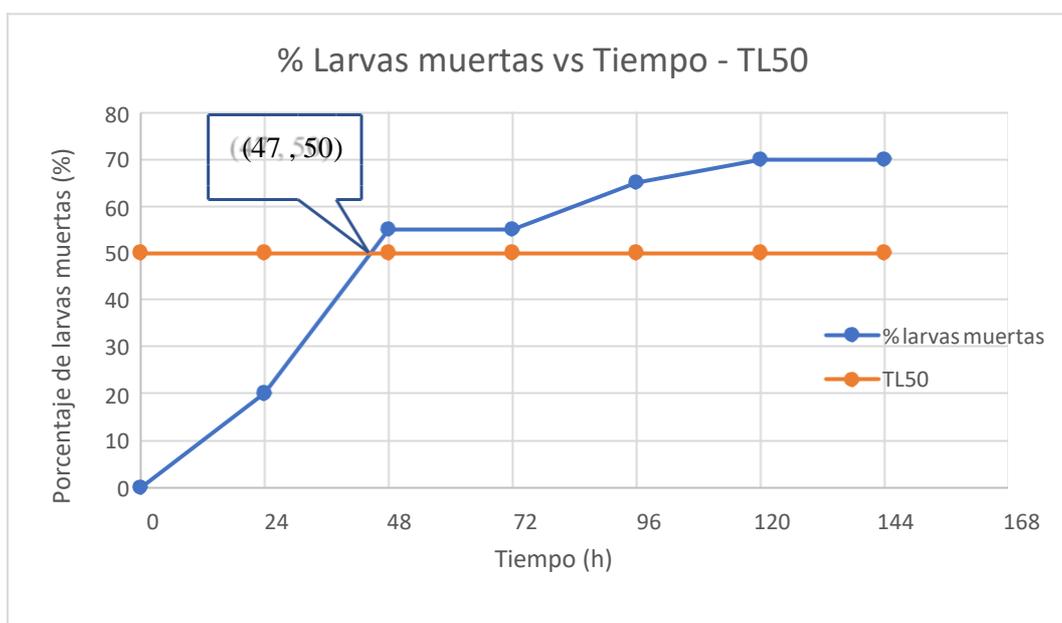


Gráfico 4.14. Porcentaje de larvas de gusano cogollero (*S. frugiperda*) antes y después de la aplicación del extracto de hojas y tallo.

Cuadro 4.12. Porcentaje de larvas de gusano cogollero (*S. frugiperda*) antes y después de la aplicación del extracto de flores.

Extracto de <i>Ipomoea carnea</i>	N° repeticiones	N° larvas vivas	Porcentaje de larvas <i>S.Frugiperda</i> muertas después de la aplicación del extracto (%).					
			24 (h)	48 (h)	72 (h)	96 (h)	120 (h)	144 (h)
Flor	4	20	30	60	65	75	85	85
Testigo (agua)	4	20	0	0	0	0	0	0

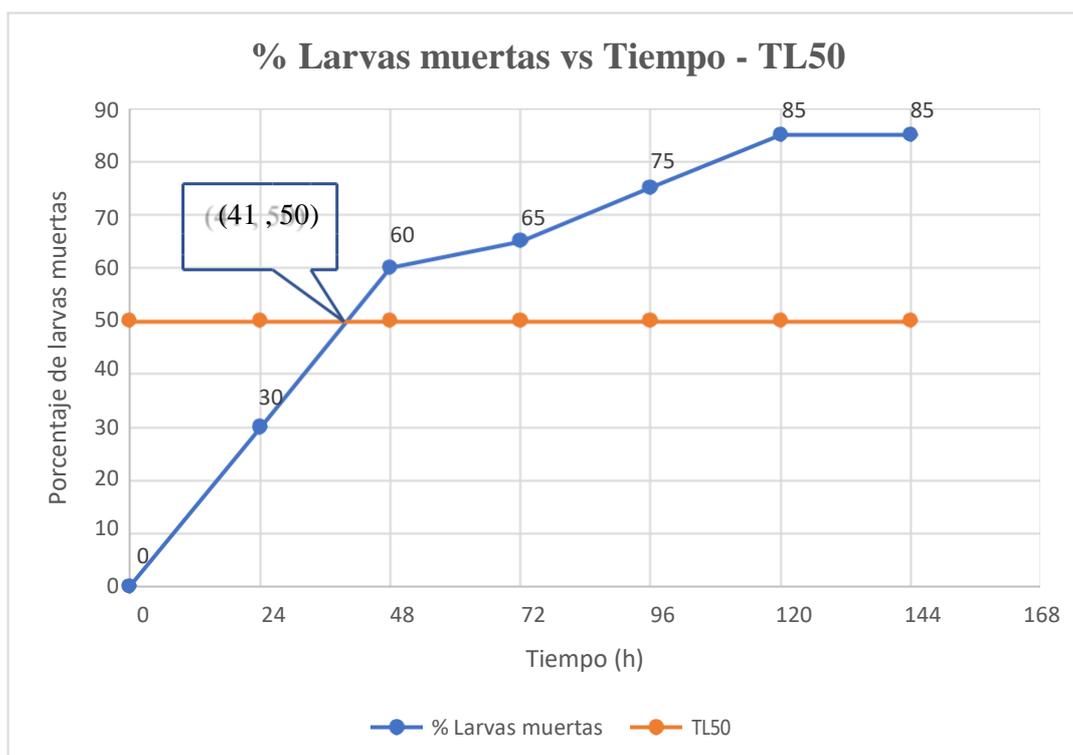


Gráfico 4.15. Porcentaje de larvas de gusano cogollero (*S. frugiperda*) antes y después de la aplicación del extracto de flores.

Cuadro 4.13. Porcentaje de larvas de gusano cogollero (*S. frugiperda*) antes y después de la aplicación del extracto de tallos, hojas y flores.

Extracto de <i>Ipomoea carnea</i>	N° repeticiones	N° larvas vivas	Porcentaje de larvas <i>S.Frugiperda</i> muertas después de la aplicación del extracto (%).					
			24 (h)	48 (h)	72 (h)	96 (h)	120 (h)	144 (h)
Flor, tallo y hoja	4	20	35	65	70	80	90	90
Testigo (agua)	4	20	0	0	0	0	0	0

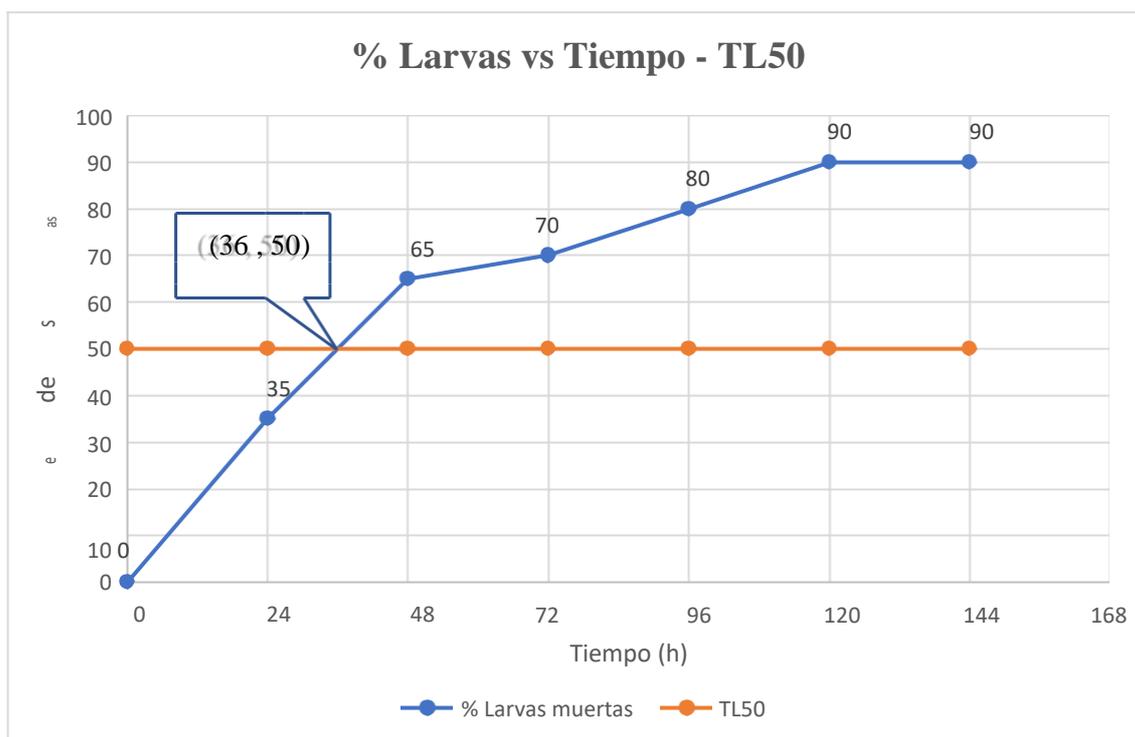


Gráfico 4.16. Porcentaje de larvas de gusano cogollero (*S. frugiperda*) antes y después de la aplicación del extracto de flores, hojas y tallos.

Cuadro 4.14. Resumen del porcentaje de larvas de gusano cogollero (*S. frugiperda*) antes y después de la aplicación de los tres extractos: hojas y tallo; flor; flores, hoja y tallos.

Extracto de <i>Ipomoea carnea</i>	N° repeticiones	N° larvas vivas	Porcentaje de larvas gusano cogollero (<i>S. frugiperda</i>) muertas (%).					
			24 (h)	48 (h)	72 (h)	96 (h)	120 (h)	144 (h)
tallo y hoja	4	20	20	55	55	57	57	70
Flor	4	20	30	60	65	75	85	85
Flor, hoja y tallo	4	20	35	65	70	80	90	90
Testigo (agua)	4	20	0	0	0	0	0	0

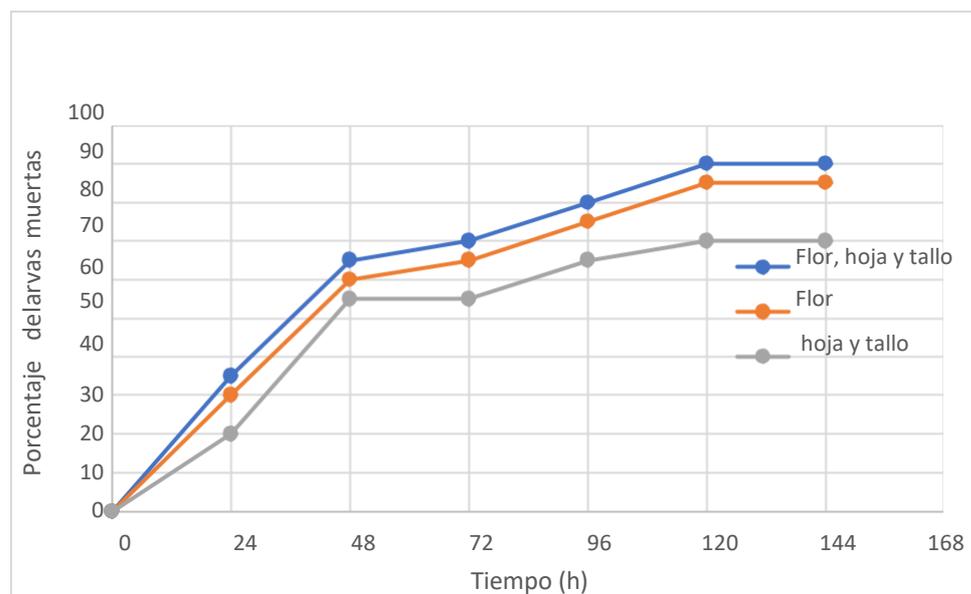


Gráfico 4.17. Resumen del porcentaje de larvas de gusano cogollero (*S. frugiperda*) antes y después de la aplicación de los tres extractos: Hojas y tallos; flores y flores, hojas y tallos.

4.2. DISCUSIÓN

En el presente trabajo de investigación se llegó a recolectar tallos, hojas y flores de la planta borrachera (*I. carnea*), que fueron encontradas en el distrito de Las Lomas, provincia de Piura y departamento de Piura, ver figuras 4.1. Luego de realizar el pretratamiento de secado al medio ambiente, ver figura 4.2, secado en estufa y molienda, se obtuvo tres extractos acuosos a partir de la planta borrachera (*I. carnea*): a) Extracto de hojas y tallos (E_1); b) Extracto de flores (E_2) y c) Extracto de hojas, tallos y flores (E_3), ver figuras 4.7; 4.10 y 4.13.

Se observa que en el extracto de hojas y tallos (E_1) se obtuvo un volumen de 3.95 ml, pH 7.0, lo cual indica que es ligeramente ácido, la conductividad eléctrica de 3.25 mS/cm y sólidos totales disueltos de mayor de 2000 ppm (Cuadro 4.1) indican que se han disuelto compuestos químicos provenientes de las hojas y tallos que se han procesado. Esto se sustenta debido a que el agua destilada que se ha utilizado para realizar la disolución tenía inicialmente un pH de 4.5 y una conductividad eléctrica de 0.0 mS/cm. Comparando las conductividades eléctricas del extracto obtenido y el agua destilada, la diferencia de las conductividades es 3.25 mS/cm, que corresponden a las sustancias iónicas que se han disuelto en el agua y que provienen de las hojas y tallos. La evaluación de la extracción se realizó a través de los parámetros fisicoquímicos: conductividad eléctrica, sólidos totales disueltos y pH (ver Cuadro 4.2 y gráficos 4.1, 4.2 y 4.3); En el gráfico 4.1 se observa que la máxima conductividad eléctrica es de 3.25 mS/cm y se logró en un tiempo de 4 horas, por lo tanto la cantidad máxima de sólidos disueltos (> 2000 ppm) también ha ocurrido en 4 horas; en la gráfica 4.3 se observa que el pH inicial es de 4.5, que corresponde al agua destilada que se ha utilizado para realizar la extracción, luego aumenta hasta pH 7.0, esto indica que las sustancias que se están extrayendo no se están acidificando como producto de una fermentación del extracto, lo que confirma que el aumento de la conductividad eléctrica es producido por las sustancias que el agua está extrayendo del tallo y las hojas y que la solución resultante alcanza el estado de saturación a las cuatro horas.

En el extracto de flores (E_2) se ha obtenido un volumen de 3.95 ml, se observa un pH de 6.2 Cuadro 4.4), lo cual indica que es ligeramente ácido, conductividad eléctrica de 2.74 mS/cm y sólidos disueltos mayor a 2000 ppm (> 2000 ppm) (Cuadro 4.3), indican que se han disueltos compuestos químicos provenientes de las flores que se han procesado. Comparando las conductividades eléctricas del extracto de flores obtenido y el agua destilada (es la misma que se usó en el extracto de hojas y tallos), la diferencia de las conductividades es 2.74 mS/cm, que corresponden a las sustancias que se han disuelto en el agua y que provienen de las flores. La evaluación de la extracción también se realizó a través de los parámetros fisicoquímicos: conductividad eléctrica, sólidos totales disueltos y pH (ver Cuadro 4.4 y gráficos 4.4, 4.5 y 4.6); En el gráfico 4.4 se observa que la máxima conductividad eléctrica es de 2.74 mS/cm y se logró en un tiempo de 3 horas, por lo tanto la cantidad máxima de sólidos disueltos (> 2000 ppm) (ver gráfico 4.5) también ha ocurrido en 3 horas; en la gráfica 4.3 se observa que el pH inicial es de 4.5, que corresponde al agua destilada que se ha utilizado para realizar la extracción, luego aumenta hasta pH 6.2 a las 3 horas, luego se mantiene casi constante, esto indica que las sustancias que se están extrayendo no se están acidificando como producto de una fermentación del extracto, lo que confirma que el aumento de la conductividad eléctrica es producido por las sustancias que el agua está extrayendo de las flores y que la solución resultante alcanza el estado de saturación a las tres horas.

En el extracto de tallos hojas y flores (E_3), se ha obtenido un volumen de 3.95 ml, se observa un pH de 6.5 (cuadro 4.5) lo cual indica que es ligeramente ácido, la conductividad

eléctrica de 3.08 mS/cm y sólidos totales disueltos de > 2000 ppm (cuadro 4.5), indican que se han disueltos compuestos químicos provenientes de los tallos, hojas y flores juntos, que se han procesado. Comparando las conductividades eléctricas del extracto de flores, hojas y tallos obtenido y el agua destilada (es la misma que se usó en el extracto de hojas y tallos), la diferencia de las conductividades es 3.08 mS/cm, que corresponden a las sustancias iónicas que se han disuelto en el agua y que provienen de los, tallos, hojas y flores, juntos. La evaluación del proceso de extracción también se realizó a través de los parámetros fisicoquímicos: conductividad eléctrica, sólidos totales disueltos y pH (ver cuadro 4.6 y gráficos 4.7, 4.8 y 4.9); En el gráfico 4.7 se observa que la máxima conductividad eléctrica es de 3.05 mS/cm y se logró en un tiempo de 4 horas, por lo tanto la cantidad máxima de sólidos disueltos (> 2000 ppm) (ver gráfico 4.8) también ha ocurrido en 4 horas; en la gráfica 4.9 se observa que el pH inicial es de 4.5, que corresponde al agua destilada que se ha utilizado para realizar la extracción, luego aumenta hasta pH 6.5 a las 4 horas, luego se mantiene casi constante, esto indica que las sustancias que se están extrayendo no se están acidificando como producto de una fermentación del extracto, lo que confirma que el aumento de la conductividad eléctrica es producido por las sustancias que el agua está extrayendo de los tallos, hojas y flores y que la solución resultante alcanza el estado de saturación a las cuatro horas.

En este trabajo se han recolectado seis camadas de huevos de la plaga llamada gusano cogollero (*S. frugiperda*) de la parcela de la Universidad Nacional de Piura (ciudad universitaria) de una plantación de maíz (ver figuras 4.4, 4.5 y 4.6). Los huevos se colocaron en tapers plásticos adaptados, en los cuales, luego de aproximadamente dos días nacían las larvas de gusano cogollero (*S. frugiperda*). Las larvas se criaron hasta el estadio tres en los tapers (ver figuras 4.16 y 4.17). Luego se seleccionaron 100 larvas y se colocaron en tapers plástico de medio litro adaptado, en razón de cinco larvas por taper. Los tapers con las larvas se agruparon de cuatro en cuatro (ver figuras 4.18, 4.19 y 4.20). A cada grupo de tapers se les aplicó uno de los tres extractos obtenidos (ver figura 4.21).

El extracto de hojas y tallos, a las 120 horas (5 días) mató a 14 larvas (ver cuadro 4.7 y gráfico 4.10). Es decir que de veinte larvas vivas inicialmente, murieron catorce, lo que corresponde al 70% de las larvas iniciales y el TL50 fue de 47 horas (ver cuadro 4.11 y gráfico 4.14), es decir que a las 47 horas han muerto el 50 % de las larvas.

El extracto de flores, a las 120 horas (5 días) mató a 17 larvas (ver tabla 4.8 y gráfico 4.11). Es decir que de veinte larvas vivas inicialmente, murieron diecisiete, lo que corresponde al 85 % de las larvas iniciales y el TL50 fue de 41 horas (ver cuadro 4.12 y gráfico 4.15) es decir que a las 41 horas han muerto el 50 % de las larvas.

El extracto de tallos, hojas y flores a las 120 horas (5 días) mató a 18 larvas (ver cuadro 4.9 y gráfico 4.12). Es decir que de veinte larvas vivas inicialmente, murieron dieciocho, lo que corresponde al 90 % de las larvas iniciales y el TL50 fue de 36 horas (ver cuadro 4.13 y gráfico 4.16), es decir que a las 36 horas han muerto el 50 % de las larvas.

En resumen se puede decir que el extracto de tallos, hojas y flores controla mejor la plaga del gusano cogollero (*S. frugiperda*), con una mortalidad de total de 90 % (18 muertos), le sigue el extracto de flores con 85 % (17 muertos) y por último el extracto de tallos y hojas con 70 % (14 muertos) (ver cuadro 4.10 y 4.14; gráficos 4.13 y 4.17).

V. CONCLUSIONES

- Se obtuvieron tres extractos acuosos con propiedades de biocida natural, para el control del gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda*) a partir de las hojas, tallos y flores de la planta llamada borrachera (*Ipomoea carnea*). Los extractos acuosos obtenidos son: Extracto de hojas y tallos, extracto de flores y extracto de tallos, hojas y flores.

- El extracto acuoso a partir de tallos, hojas y flores de la planta llamada borrachera (*I. carnea*) resultó con las siguientes características fisicoquímicas: conductividad eléctrica, 3.08 mS/cm; sólidos totales disueltos, mayor a 2000 ppm; pH, 6.5; el tiempo óptimo de extracción cuatro horas, controla a la plaga del gusano cogollero (*S. frugiperda*) con un porcentaje de mortalidad del 90 % y el TL50 fue de 36 horas, es decir que a las 36 horas ha matado el 50 % de las larvas.

- El extracto acuoso a partir de flores de la planta llamada borrachera (*I. carnea*) resultó con las siguientes características fisicoquímicas: conductividad eléctrica, 2.74 mS/cm; sólidos totales disueltos, mayor a 2000 ppm; pH, 6.2; el tiempo óptimo de extracción tres horas controla a la plaga del gusano cogollero (*S. frugiperda*) con un porcentaje de mortalidad del 85 % y el TL50 fue de 41 horas, es decir que a las 41 horas ha matado el 50 % de las larvas.

- El extracto acuoso a partir de hojas y tallos de la planta llamada borrachera (*I. carnea*) resultó con las siguientes características fisicoquímicas: conductividad eléctrica, 3.25 mS/cm; sólidos totales disueltos, mayor a 2000 ppm; pH, 7.0; el tiempo óptimo de extracción cuatro horas y controla a la plaga del gusano cogollero (*S. frugiperda*) con un porcentaje de mortalidad del 70 % y el TL50 fue de 47 horas, es decir que a las 47 horas ha matado el 50 % de las larvas.

VI. RECOMENDACIONES

- Realizar estudios para determinar la composición química de los extractos obtenidos.
- Realizar estudios para determinar el compuesto activo que le da las propiedades biocidas a los extractos obtenidos.
- Aplicar los extractos obtenidos a diferentes diluciones para determinar la concentración mínima que se debe aplicar de los extractos para controlar la plaga del gusano cogollero.
- Realizar estudios para determinar el efecto biocida de los extractos obtenidos a otras plagas.
- Realizar estudios para obtención y evaluación un biocida natural no acuso a partir de la planta llamada borrachera.
- Seguir desarrollando los estudios fotoquímicos de las plantas de la región Piura en beneficio de la agricultura.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. **DUNIN BORKOWSKI, A. S.** (2007). “Estado actual de la investigación sobre *Ipomoea carnea*: toxicidad en ganado caprino”. Revista de Química. Pontificia Universidad Católica del Perú.
2. **HUEZA IM & GÓRNIAK SL.** (2011). “Los efectos inmuno moduladores de *Ipomoea carnea* en ratas varían según la etapa de la vida”.
3. **LOPEZ BELLIDO F.J Y LOPEZ BELLIDO L.** (2013). “Selenio y salud; valores de referencia y situación actual de la población española”. Nutrición Hospitalaria, volumen 28, numero 5, pp 1396 – 1406, ¹ [Universidad de Castilla – La Mancha](#).
4. **Md. SAIFUDDIN KHALID, RAJNISH KUMAR SING I.V, NARASIMHA REDDY, SHAH JINESH KUMAR, B. SUNIL KUMAR, G.N. SANTOSH KUMAR, K. SRINIVAS RAO.** (2011). “Actividad Anti Inflamatoria del Extracto Acuoso de *Ipomoea Carnea*”.
5. **ARIAS ORTIZ HÉCTOR MAURICIO, LÓPEZ BEDOYA ALBEIRO, BERNAL VERA MARÍA ELENA Y CASTAÑO RAMÍREZ ELMER.** (2011). “Caracterización Ecológica y Fitoquímica de la Batatilla *Ipomoea Purpurea* L. Roth (*Solanales, Convolvulaceae*) En el Municipio de Manizales”.
6. **BROWN, T. L; LEMAY, H. E; BURSTEN, B. E. Y BURDGE J. R.** (2004). Química la ciencia central. Editorial Pearson educación. México. Pag. 484 -512.
7. **DU PONT.** (s.f). Manejo de Gusano cogollero en cultivo de maíz. Disponible en: https://www.pioneer.com/CMRoot/international/Argentina_Intl/AGRONOMIA/MANEJO_DE_GUSANO_COGOLLERO_EN_MAIZ.pdf. [Accesado el 02 de febrero del 2019].
8. **CHANG, R Y GOLDSBY, KENNETH.** (2013). Química. McGraw Hill. Undécima edición. México. Pag. 723 -755.
9. **GAÑÁN, N. A.** (2014). Extracción y fraccionamiento de biocidas de origen natural mediante el uso de fluidos supercríticos. Tesis de doctor para Ingeniería Química. Universidad Nacional del Sur. Argentina.

10. **GARCÍA NEVÁREZ G Y TARANGO RIVERO S.** (2009). Manejo birracional del gusano cogollero en maíz. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (Inifap). Folleto técnico No. 30. México. Disponible en: www.inifap.chihuahua.gob.mx. [Accesado el 10 de febrero del 2019].

11. **NEGRETE BARON F. Y MORALES ANGULO J.** (2003). Gusano cogollero del maíz (*Spodoptera frugiperda*. Smith). Cooperación Técnica CORPOICA – Universidad del Sinú. Colombia. Disponible en: http://bibliotecadigital.agronet.gov.co/bitstream/11348/4870/2/20061127153058_EI%20gusano%20cogollero%20del%20maiz.pdf. [Accesado el 05 de enero del 2019].

12. **GUERRA BLANDINO M. R Y POVEDA SUÁREZ J.R.** (2016). “Composición proximal y potencial insecticida de la semilla de *Annona muricata* L. para el control de *Spodoptera frugiperda* J. E. Smith (*Lepidoptera: Noctuidae*)”. (Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua, Monografía para optar el Título de licenciado en biología). Recuperado de: <http://repositorio.unan.edu.ni/3511/1/60414.pdf> [Accesado el 05 de noviembre del 2018].

13. **INSTITUTO PARA LA INNOVACIÓN TECNOLÓGICA EN AGRICULTURA.** (2018). Papel del Selenio en la Nutrición Vegetal. Disponible en: <https://www.intagri.com/articulos/nutricion-vegetal/papel-del-selenio-en-la-nutricion-vegetal> - [Accesado el 07 febrero del 2019].

14. **CLESCERI, L.S; GREENBERG, A.E; Y TRUSSELL, R.R.** (1989). Métodos normalizados para el análisis de aguas potables y residuales. Ediciones Diaz Santos. Madrid, España.

VIII. ANEXOS

ANEXO 1: PROCESO DE CAMPO Y LABORATORIO

1.1. FASE CAMPO

1.1.1. Obtención de planta borrachera (*I. carnea*)



Figura 8.1. Planta borrachera (*I. Carnea*).



Figura 8.2. Planta borrachera en estado silvestre en el distrito de las Lomas.

1.1.2. Obtención huevos de gusano cogollero (*S. frugiperda*)



Figura 8.3. Plantación de maíz – campus UNP.



Figura 8.4. Recolección de huevos de gusano cogollero.



Figura 8.5. Huevos de gusano cogollero en la hoja de maíz.



Figura 8.6. Huella de camada de huevos que ya han salido las larvas de gusano cogollero.

1.2. FASE LABORATORIO

1.2.1. Obtención de extractos de planta borrachera (*I. carnea*)



Figura 8.7. Tallos, hojas y flores recién recolectadas



Figura 8.8. Secado de flores de planta borrachera (*I. Carnea*).



Figura 8.9. Molienda de la hoja de planta borrachera.



Figura 8.10. Molienda de la tallo de planta borrachera.



Figura 8.11. Molienda de la flor de planta borrachera.



Figura 8.12. Muestras de hojas y tallos; flores y tallos, hojas y flores en vasos de precipitación.



Figura 8.13. Preparación de los extractos en agitador magnético de hojas y tallos; flores y tallos, hojas y flores en vasos de precipitación.

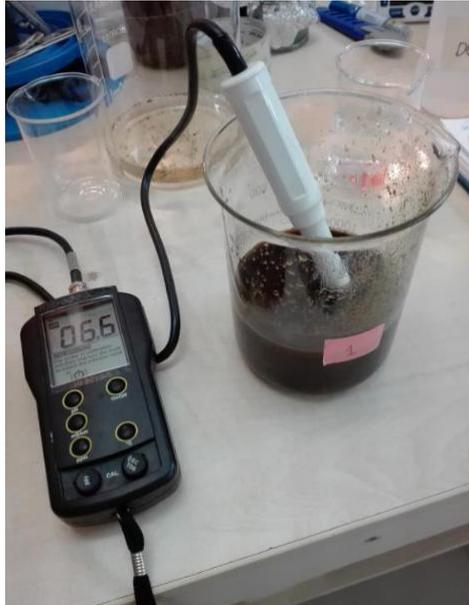


Figura 8.14. Medición de conductividad eléctrica, sólidos totales disueltos, pH y temperatura durante el proceso de extracción.

1.2.2. Obtención de larvas de gusano cogollero (*S. frugiperda*).



Figura 8.15. Los huevos de gusano cogollero se colocan en taper de Plástico para que eclosionen y salgan las larvas recién nacidas.



Figura 8.16. Taper de plástico adaptado para criar las larvas de gusano cogollero.



Figura 8.17. Tapers con larvas en crecimiento con hojas de maíz como alimento.



Figura 8. Larvas de gusano cogollero en el tercer estadio.

Figura 8.18. Larvas de gusano cogollero en el tercer estadio.



Figura 8.19. Selección de las larvas de gusano cogollero que están en estadio 3.

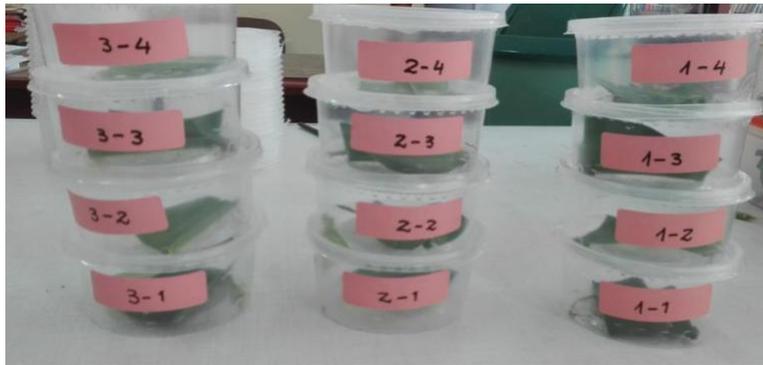


Figura 8.20. Larvas del tercer estadio seleccionadas y clasificadas para aplicar los extractos.

1.2.3. Aplicación de extractos de planta de borrachera (*I. carnea*) a larvas de gusano cogollero (*I. carnea*)



Figura 8.21. Larvas de gusano cogollero seleccionadas y extractos de tallos y hojas (E1); flores (E2) y tallos, hojas y tallos, hojas y flores (E3), listos para aplicar.



Figura 8.22. Aplicación de los extractos preparados a las larvas de gusano cogollero (*S. frujiperda*).

ANEXO 2: EVALUACIÓN DE LOS EXTRACTOS DE LA PLANTA BORRACHERA (I. CARNEA) COMO BIOCIDA PARA CONTROL DE LAS LARVAS DEL GUSANO FRUJIPERDA (S. FRUJIPERDA).

Cuadro 2.1. Número de larvas de gusano cogollero (*S. frujiperda*) antes y después de la aplicación del extracto de hojas y tallo de la planta borrachera (*I. carnea*) (E1).

Taper	# Larvas Iniciales	Tiempo (h)											
		24		48		72		96		120		144	
		V	M	V	M	V	M	V	M	V	M	V	M
2-1	5	4	1	3	3	3	2	2	3	2	3	2	3
2-2	5	4	1	1	2	1	4	1	4	1	4	1	4
2-3	5	4	1	3	3	3	2	2	3	2	3	2	3
2-4	5	4	3	2	4	2	3	1	4	1	4	1	4
Total	20	16	6	9	12	9	11	6	14	6	14	6	14
(%)		80	30	45	60	45	55	30	70	30	70	30	70

V: Larvas vivas

M: Larvas muertas

Cuadro 2.2. Número de larvas de gusano cogollero (*S. frugiperda*) antes y después de la aplicación del extracto de flores de la planta borrachera (*I. carnea*) (E2).

Taper	# Larvas Iniciales	Tiempo (h)											
		24		48		72		96		120		144	
		V	M	V	M	V	M	V	M	V	M	V	M
2-1	5	4	1	2	3	2	3	1	4	0	5	0	5
2-2	5	4	1	3	2	2	3	3	2	2	3	0	5
2-3	5	4	1	2	3	2	3	2	3	2	3	2	3
2-4	5	2	3	1	4	1	4	1	4	1	4	1	4
Total	20	14	6	8	12	7	13	7	13	5	15	3	17
(%)		70	30	40	60	35	65	35	65	25	75	15	85

V: Larvas vivas

M: Larvas muertas

Cuadro 2.3. Número de larvas de gusano cogollero (*S. frugiperda*) antes y después de la aplicación del extracto de hojas y tallo de la planta borrachera (*I. carnea*) (E3).

Taper	# Larvas Iniciales	Tiempo (h)											
		24		48		72		96		120		144	
		V	M	V	M	V	M	V	M	V	M	V	M
1-1	5	5	0	3	2	3	2	3	2	1	4	1	4
1-2	5	2	3	1	4	1	4	1	4	0	5	0	5
1-3	5	2	3	1	4	1	4	1	4	0	5	0	5
1-4	5	4	1	2	3	2	3	2	3	1	4	1	4
Total	20	13	7	7	13	7	13	7	13	2	18	2	18
(%)		65	35	35	65	35	65	35	65	20	80	0	0

V: Larvas vivas

M: Larvas muertas

ANEXO 3: NORMAS TÉCNICAS DE ANÁLISIS

3.1. DETERMINACIÓN DE CONDUCTIVIDAD ELÉCTRICA: MÉTODO APHA 2510 A.

2510 A. Introducción

La conductividad es una expresión numérica de la capacidad de una solución para transportar una corriente eléctrica. Esta capacidad depende de la presencia de iones y de su concentración total, de su movilidad, valencia y concentraciones relativas, así como de la temperatura de la medición. Las soluciones de la mayoría de los ácidos, bases y sales presentan coeficientes de conductividad relativamente adecuados. A la inversa, las moléculas de los compuestos orgánicos que no se disocian en soluciones acuosas tienen una conductividad muy escasa o nula.

La medición física practicada en una determinación de laboratorio suele ser de resistencia, medida en ohmios o megaohmios. La resistencia de un conductor es inversamente proporcional a su área de sección transversal y directamente proporcional a su longitud. La magnitud de la resistencia medida en una solución acuosa depende, por tanto, de las características de la célula de conductividad utilizada, y sólo tiene sentido si se conocen esas características. La resistencia específica es la resistencia de un cubo de 1 cm de lado. En soluciones acuosas, esta medida es rara, debido a las dificultades de fabricación del electrodo. Los electrodos prácticos miden una fracción dada de la resistencia específica, siendo esta fracción la constante celular C :

$$C = \frac{\text{Resistencia medida, } R_m}{\text{Resistencia específica, } R_s}$$

El recíproco de la resistencia es la conductancia, que mide la capacidad para conducir una corriente y se expresa en ohmios recíprocos o mhos. En los análisis de agua es más conveniente la unidad micromhos. Cuando se conoce y se aplica la constante celular, la conductancia medida se convierte en conductancia específica o conductividad, K_s , recíproco de la resistencia específica:

$$K_s = \frac{1}{R_s} = \frac{C}{R_m}$$

Se prefiere el término «conductividad», y por lo general se expresa en micromhos por centímetro $\mu\text{mhos/cm}$. En el Sistema Internacional de Unidades (SIU), el recíproco del ohmio es el siemens (S) y la conductividad se expresa en milisieemens por metro (mS/m); $1 \text{ mS/m} = 10 \mu\text{mhos/cm}$. Para expresar resultados en unidades SIU, divídanse $\mu\text{mhos/cm}$ por 10.

El agua destilada tiene recién preparada una conductividad de 0,5 a $2 \mu\text{mhos/cm}$, que aumenta tras unas semanas de almacenamiento a $2\text{--}4 \mu\text{mhos/cm}$. Este aumento está producido fundamentalmente por absorción de dióxido de carbono y, en menor grado, de amoníaco.

La conductividad de las aguas potables en los Estados Unidos oscila generalmente entre 50 y $1.500 \mu\text{mhos/cm}$. La conductividad de las aguas residuales domésticas puede estar próxima a la del suministro hídrico local, aunque algunos residuos industriales exhiben conductividades superiores a $10.000 \mu\text{mhos/cm}$. En sistemas de conducción, canales, corrien-

* Aprobado por el Standard Methods Committee, 1988.

tes fluviales y lagos, se utilizan instrumentos de medición de la conductividad, los cuales pueden incorporarse a estaciones de monitorización multiparamétrica con registradores.

La medición de la conductividad en laboratorio es relativamente exacta, pero otros medios de determinación menos precisos encuentran numerosas aplicaciones, como son el mareaje del agotamiento de resinas de intercambio iónico y la determinación rápida de cambios significativos en el contenido inorgánico de las aguas potables y residuales. Bien instalados y mantenidos, los dispositivos de monitorización pueden proporcionar registros continuos de la conductividad. La mayoría de los problemas que plantea la obtención de registros adecuados con equipos de monitorización radica en la suciedad del electrodo y en la circulación insuficiente de la muestra.

Las mediciones de conductividad en laboratorios se utilizan para:

a) Establecer el grado de mineralización para determinar el efecto de la concentración total de iones sobre equilibrios químicos, efectos fisiológicos en plantas y animales, tasas de corrosión, etcétera.

b) Determinar el grado de mineralización del agua destilada y desionizada.

c) Evaluar las variaciones de la concentración de minerales disueltos en aguas naturales y residuales. La variación estacional mínima que se encuentra en las aguas embalsadas contrasta notablemente con las fluctuaciones diarias de algunas aguas de río contaminadas. Las aguas residuales que contienen cantidades significativas de desechos industriales muestran también una variación diaria considerable.

d) Valorar el tamaño de la muestra que se vaya a utilizar para determinaciones químicas comunes y para investigar los resultados de un análisis químico.

e) Determinar la cantidad de reactivo iónico necesario en algunas reacciones de

precipitación y neutralización, señalándose el punto final por un cambio en la inclinación de la curva como consecuencia del punteo de la conductividad sobre las lecturas de bureta.

f) Calcular los sólidos totales disueltos en una muestra multiplicando la conductividad (micromhos por centímetro) por un factor empírico; éste puede variar de 0,55 a 0,9 dependiendo de los componentes solubles del agua y de la temperatura de medición. Para aguas salinas o de caldera pueden requerirse factores relativamente altos, mientras que, si existen cantidades considerables de hidróxido o de ácido libre, se necesitarán factores más bajos. Aunque la evaporación de la muestra produce un cambio de bicarbonato a carbonato, el factor empírico se calcula, para un aporte de agua relativamente constante, dividiendo los sólidos disueltos por la conductividad. Los miliequivalentes por litro, tanto de cationes como de aniones en algunas aguas, se evalúan aproximadamente multiplicando la conductividad (en micromhos por centímetro) por 0,01.

La conductividad electrolítica (a diferencia de la metálica) aumenta con la temperatura a un índice de 1,9 por 100/°C aproximadamente. De una medición inexacta de la temperatura pueden derivarse errores significativos. Las soluciones de cloruro potásico (KCl) tienen un coeficiente de conductividad a temperatura más baja que el agua potable común y, por su parte, el cloruro sódico (NaCl) posee un coeficiente que se aproxima mucho al encontrado en la mayoría de las aguas de pozo y de superficie. Nótese que cada ion tiene un coeficiente de temperatura distinto; así pues, un trabajo meticuloso requiere la determinación de la conductividad a 25 °C. El hecho de que la corrección de la temperatura, una parte en 500 para $25 \pm 0,1$ °C, alcance resultados significativos depende del equipo disponible y de la precisión deseada.

Fuente: Clesceri, L.S; GreenberG, A.E; Y Trussell, R.R. (1989).

2510 B. Método de laboratorio

1. Discusión general

Véase sección 2510A.

2. Instrumental

a) *Instrumental de conductividad auto-contenido:* Utilícese un dispositivo consistente en una fuente de corriente alterna, un puente de Wheatstone, un indicador de valor nulo y una célula de conductividad u otro instrumento que mida el índice de corriente alterna y su voltaje a través de la célula, teniendo este último la ventaja de proporcionar una lectura lineal de la conductividad. Elijase un instrumento capaz de medir la conductividad con un error que no exceda el 1 por 100 o 1 $\mu\text{mho/cm}$.

b) *Termómetro,* capaz de marcar hasta 0,1 °C cubriendo una amplitud de 23 a 27 °C. Por la rapidez de su respuesta, resulta conveniente emplear un termómetro eléctrico provisto de un pequeño sensor de temperatura.

c) *Célula de conductividad:*

1) Tipo electrodo de platino. Este tipo de célula se presenta en forma de pipeta o de inmersión. La elección de la célula depende de la amplitud esperada de conductividad y de la amplitud de resistencia del instrumento. Ajustese experimentalmente la amplitud del conjunto total de aparatos, comparando los resultados instrumentales con las conductividades reales de las soluciones de KCl enumeradas en la tabla 2510:1. Limpiense las células nuevas con una mezcla ácida crómico-sulfúrica y platinícense los electrodos antes de su uso. A continuación se lavan y se platinizan de nuevo, siempre que las lecturas sean irregulares, cuando no pueda obtenerse un punto final neto o cuando la inspección muestre que se

han desprendido capas de negro de platino. Para platinizar, prepárese una solución de 1 g de ácido cloroplatinico, $\text{H}_2\text{PtCl}_6 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$, y 12 mg de acetato de plomo en 100 ml de agua destilada. Una solución más fuerte reduce el tiempo requerido para la platinización, por lo que puede emplearse cuando el tiempo es un factor decisivo, por ejemplo, cuando la constante celular es de 1,0/cm o más. Sumérjense los electrodos en esta solución y conéctense ambos al polo negativo de una pila de 1,5 V. Conéctese el polo positivo a un trozo de alambre de platino e introdúzcase en la solución. Utilícese una corriente que sólo desprenda una pequeña cantidad de gas. Continuar la electrólisis hasta que ambos electrodos se recubran con negro de platino. Consérvese la solución para uso ulterior. Enjuagar cuidadosamente los electrodos y, cuando no se usen, mantenerlos inmersos en agua destilada.

TABLA 2510:1. CONDUCTIVIDAD DE LAS SOLUCIONES DE CLORURO DE POTASIO A 25 °C *

Concentración <i>M</i>	Conductividad equivalente <i>mho/cm/equiv.</i>	Conductividad <i>$\mu\text{mhos/cm}$</i>
0	149,85	
0,0001	149,43	14,94†
0,0005	147,81	73,90
0,001	146,95	147,0
0,005	143,55	717,8
0,01	141,27	1,413
0,02	138,34	2,767
0,05	133,37	6,668
0,1	128,96	12,900
0,2	124,08	24,820
0,5	117,27	58,640
1	111,87	111,900

* Datos tomados de Robinson y Stokes¹.

† Calculado por ordenador de la ecuación dada en Lind y colaboradores².

2) Tipo electrodo no de platino. Utilicése células de conductividad con electrodos hechos de metales comunes duraderos (acero inoxidable entre otros) para monitorización continua y estudios de campo. Calíbrense estas células mediante comparación de la conductividad de la muestra con los resultados obtenidos con un instrumento de laboratorio. Para reducir al mínimo los errores de la constante celular, utilicése una célula y un aparato adecuadamente diseñados y homologados.

3. Reactivos

a) *Agua de conductividad*: Se hace pasar agua destilada a través de un desionizador, descartándose el primer litro. La conductividad debe ser menor de $1 \mu\text{mhos/cm}$.

b) *Solución estándar de cloruro potásico*, KCl, 0,0100M: Disuélvase 745,6 mg de KCl anhidro en agua de conductividad, diluyendo hasta 1.000 ml a 25°C . Ésta es la solución de referencia estándar, que a 25°C tiene una conductividad de $1.413 \mu\text{mhos/cm}$. Resulta satisfactoria para la mayoría de las muestras cuando la célula tiene una constante de 1 a 2. Para otras constantes celulares, utilicése las soluciones más fuertes o más débiles enumeradas en la tabla 2510:1. Conserve en frascos de vidrio borosilicato con tapón de vidrio.

4. Procedimiento

a) *Determinación de la constante de la célula*: Aclárese la célula de conductividad al menos con tres porciones de solución KCl 0,01 M. Ajustese la temperatura de la cuarta porción a $25,0 \pm 0,1^\circ\text{C}$, mídase su resistencia y anótese el valor térmico. Calcúlese la constante celular C:

$$C = (0,001\ 413) (R_{KCl}) [1 + 0,0191 (t - 25)]$$

donde:

R_{KCl} = resistencia medida, ohmios, y
 t = temperatura observada, $^\circ\text{C}$.

b) *Medición de la conductividad*: Aclárese la célula con una o más porciones de la muestra. Ajustese la temperatura de una última porción a $25,0 \pm 0,1^\circ\text{C}$. Mídase la resistencia o conductividad de la muestra y anótese la temperatura.

5. Cálculo

El coeficiente de temperatura de la mayoría de las aguas es el mismo aproximadamente que el de la solución estándar de KCl; cuando más se desvía la temperatura de $25,0^\circ\text{C}$, mayor es la incertidumbre en la aplicación de la corrección de la misma. Comuníquense todas las conductividades a $25,0^\circ\text{C}$.

a) Cuando se mide la resistencia de la muestra, la conductividad a 25°C es:

$$K = \frac{(1.000.000) (C)}{R_m [1 + 0,0191 (t - 25)]}$$

donde:

K = conductividad, $\mu\text{mhos/cm}$,
 C = constante de la célula, cm^{-1} ,
 R_m = resistencia medida de la célula, ohms,
 y
 t = temperatura de medición.

b) Cuando se mide la conductividad de la muestra, dicha conductividad a 25°C es:

$$K = \frac{(K_m) (1.000.000) (C)}{1 + 0,0191 (t - 25)}$$

donde:

K_m = conductividad medida, mhos a $t^\circ\text{C}$, y otras unidades definidas como se indicó anteriormente.

NOTA: Si la lectura de conductividad se hace en micromhos por centímetro,

Fuente: Clesceri, L.S; Greenberg, A.E; Y Trussell, R.R. (1989).

3.2. SÓLIDOS TOTALES DISUELTOS: MÉTODO APHA 2520 A – 2520 B

2520 A. Introducción

1. Discusión general

La salinidad, que no tiene unidad de medida, es una importante propiedad de las aguas naturales e industriales. Se concibió inicialmente como la determinación de la masa de sales disueltas en una masa dada de solución. La determinación experimental del contenido de sal mediante desecación y pesada presenta algunas dificultades a causa de las pérdidas de algunos componentes. La única manera fiable de determinar la salinidad real o absoluta de un agua natural es realizar un análisis químico completo. Sin embar-

* Aprobado por el Standard Methods Committee, 1988.

resultante; estos datos son hoy asequibles mediante el uso de instrumentos comercializados en el mercado:

Propiedad	Precisión de la medida	Precisión de la salinidad
Conductividad	$\pm 0,0002$	$\pm 0,0002$
Densidad	$\pm 3 \times 10^{-6} \text{ g/cm}^3$	$\pm 0,004$
Velocidad del sonido	$\pm 0,02 \text{ m/s}$	$\pm 0,01$

Aunque la conductividad presenta la mayor precisión, solamente es útil para solutos iónicos. La densidad, aún menos precisa, responde a todos los solutos.

2. Selección del método

En el pasado, la salinidad del agua del mar se determinaba por métodos hidro-

go, este método es costoso en tiempo y no puede proporcionar la exactitud necesaria para un trabajo detallado. Así pues, para determinar la salinidad se suelen utilizar métodos indirectos que incluyen la medida de una propiedad física como la conductividad, la densidad, la velocidad del sonido o el índice de refracción. Partiendo de una relación empírica entre la salinidad y la propiedad física determinada para una solución estándar, se hace posible calcular aquélla. La salinidad resultante no es más exacta que la relación empírica. La precisión, en la medida de una propiedad física, determinará la exactitud de la salinidad. A continuación se indican las precisiones de varias medidas físicas y la salinidad

métricos y argentométricos, ambos incluidos en las ediciones anteriores de *Standard Methods* (véase sección 210B y C, 16.^a ed.). En los últimos años se han utilizado los métodos de conductividad (2520B) y densidad (2520C) por su precisión y sensibilidad elevadas. Los dos se recomiendan para trabajos precisos de campo y laboratorio.

3. Garantía de calidad

Calíbrese el salinómetro o densímetro frente a estándar de KCl o de agua de mar. La precisión esperada es de más de $\pm 0,01$ unidades de salinidad, operando con sistemas de operación minuciosos y estándares que cubran el margen de los resultados.

Fuente: Clesceri, L.S; Greenberg, A.E; Y Trussell, R.R. (1989).

2520 B. Método de la conductividad eléctrica

1. Determinación

Véase Conductividad, sección 2510. Debido a su sensibilidad elevada y a su fácil medición, el método de conductividad es el más utilizado para determinar la salinidad^{1, 2}. Para determinaciones del agua de mar, utilícese la Escala de Salinidad Práctica 1978³⁻⁵. Esta escala se realizó a partir de una solución de KCl. Una muestra de agua de mar con una conductividad a 15 °C igual a la de una solución de KCl que contiene una masa de 32,4356 g en 1 kg de solución, se define como poseedora de una salinidad práctica de 35. Este valor se determinó como un promedio de tres estudios de laboratorio independientes. Para determinar la salinidad, se estudia la dependencia de ésta con respecto a la conductividad, R_t , en función de la temperatura (t °C, Escala de Temperatura Práctica Internacional 1968) de una muestra da-

da, a un estándar S de agua de mar = 35.

$$S = a_0 + a_1 R_t^{1/2} + a_2 R_t + a_3 R_t^{3/2} + a_4 R_t^2 + a_5 R_t^{5/2} + \Delta S$$

donde ΔS es dado por

$$\Delta S = \left[\frac{t - 15}{1 + 0,0162 (t - 15)} \right] (b_0 + b_1 R_t^{1/2} + b_2 R_t + b_3 R_t^{3/2} + b_4 R_t^2 + b_5 R_t^{5/2})$$

y:

$a_0 = 0,0080$	$b_0 = 0,0005$
$a_1 = -0,1692$	$b_1 = -0,0056$
$a_2 = 25,3851$	$b_2 = -0,0066$
$a_3 = 14,0941$	$b_3 = -0,0375$
$a_4 = -7,0261$	$b_4 = 0,0636$
$a_5 = 2,7081$	$b_5 = -0,0144$

válidas a partir de $S = 2$ a 42.

Para determinar la conductividad, úse-se un puente, calibrado con un agua de

Fuente: Clesceri, L.S; Greenberg, A.E; Y Trussell, R.R. (1989).

3.3. DETERMINACIÓN DE TEMPERATURA : MÉTODO APHA 2550

2550 TEMPERATURA*

2550 A. Introducción

La lectura de cifras de temperatura se utiliza en el cálculo de diversas formas de alcalinidad, en estudios de saturación y estabilidad respecto al carbonato de calcio, en el cálculo de la salinidad y en las operaciones generales de laboratorio. En los estudios limnológicos, con frecuencia se requieren temperaturas de agua en

función de la profundidad. Las temperaturas elevadas, consecuencia de descargas de agua calentada, pueden tener un impacto ecológico significativo. A menudo, la identificación de la fuente de aporte hídrico, como en los manantiales profundos, sólo es posible efectuando medidas de temperatura. Las plantas industriales suelen pedir datos de temperatura del agua para uso sistemático o cálculos de transmisión de calor.

* Aprobado por el Standard Methods Committee, 1988.

2550 B. Métodos de laboratorio y de campo

1. Medidas de temperatura de aguas no profundas en laboratorios y otras valoraciones de temperatura de aguas no profundas

Normalmente, las medidas de temperatura pueden realizarse con cualquier termómetro Celsius de mercurio, que, como mínimo, deberá tener una escala con marcas cada 0,1 °C sobre el tubo capilar y una capacidad térmica mínima que permita un equilibrado rápido. Compruébese periódicamente con un termómetro de precisión certificado por el National Institute of Standards and Technology (NIST, antes National Bureau of Standards)*, que se utiliza con su certificado y cédula de corrección. Para operaciones de campo, utilícese un termómetro con estuche metálico a fin de evitar roturas.

2. Medidas de temperaturas de aguas profundas

Las temperaturas de aguas profundas requeridas por los estudios limnológicos pueden medirse con un termómetro reversible, un termófono o un termistor. El termistor es el más conveniente y exacto, pero su elevado precio dificulta su uso. Antes de utilizarse en mediciones de campo, calibrese cualquiera de los mencionados dispositivos de medida de tem-

de muestras, de modo que puede obtenerse simultáneamente una muestra de agua. Corrijanse las lecturas de los termómetros reversibles respecto a los cambios debidos a diferencias entre temperaturas en la reversión y temperatura en el momento de la lectura. Calcúlese del modo siguiente:

$$\Delta T = \left[\frac{(T^r - t)(T^r + V_0)}{K} \right] \times \left[1 + \frac{(T^r - t)(T^r + V_0)}{K} \right] + L$$

donde:

ΔT = corrección para sumar algebraicamente a la lectura no corregida,

T^r = lectura no corregida en la reversión,

t = temperatura a la que se lee el termómetro,

V_0 = volumen de la ampolleta final del capilar hasta graduación de 0 °C,

K = constante que depende de la expansión térmica relativa del mercurio y el vidrio (valor usual de $K = 6.100$), y

L = corrección del calibrado del termómetro dependiendo de T^r .

Si se efectúan observaciones senadas, es conveniente preparar gráficas termométricas, para obtener ΔT en función de los valores de T^r y t .

cionados dispositivos de medida de temperatura con un termómetro certificado del NIST. Efectúense las lecturas con el termómetro o dispositivo similar sumergido en el agua el tiempo suficiente para permitir un equilibrado total. Anótense los valores que más se aproximen a 0,1 o 1,0 °C.

El termómetro utilizado generalmente para medidas de profundidad es el termómetro de tipo reversible. A menudo está montado en el aparato de recogida

* Algunos termómetros comerciales pueden inducir errores de hasta 2 °C

3. Bibliografía

- WARREN, H. F. & G. C. WHIPPLE. 1895. The thermophone—A new instrument for determining temperatures. *Mass. Inst. Technol. Quart.* 8:125.
- SVERDRUP, H. V., M. W. JOHNSON & R. H. FLEMING, 1942. *The Oceans*. Prentice-Hall, Inc., Englewood Cliffs, Nueva Jersey.
- AMERICAN SOCIETY FOR TESTING AND MATERIALS. 1949. *Standard Specifications for ASTM Thermometers*. Núm. E1-58, ASTM, Filadelfia, Pennsylvania.
- REE, W. R. 1953. Thermistors for depth thermometry. *J. Amer. Water Works Assoc.* 45:250

Fuente: Clesceri, L.S; Greenberg, A.E; Y Trussell, R.R. (1989).

3.4. DETERMINACIÓN DE pH: MÉTODO APHA 4500 H+

4500-H⁺ VALOR DE pH*

4500-H⁺ A. Introducción

1. Principios

La medida del pH es una de las pruebas más importantes y frecuentes utilizadas en el análisis químico del agua. Prácticamente todas las fases del tratamiento del agua para suministro y residual, como la neutralización ácido-base, suavizado, precipitación, coagulación, desinfección y control de la corrosión, dependen del pH. El pH se utiliza en las determinaciones de alcalinidad y dióxido de carbono y en muchos otros equilibrios ácido-base. A una temperatura determinada, la *intensidad* del carácter ácido o básico de una solución viene dada por la actividad del ion hidrógeno o pH. La alcalinidad y acidez son las capacidades neutralizantes de ácidos y bases de un

agua, y normalmente se expresan como miligramos de CaCO₃ por litro. La capacidad tampón es la cantidad de ácido o base fuerte, normalmente expresada en moles por litro, necesaria para cambiar el valor del pH de 1 l de muestra en 1 unidad. Sorenson¹ definió el pH como el $-\log [H^+]$; es el factor de «intensidad» o acidez. El agua pura está muy poco ionizada y en el equilibrio el producto iónico es:

$$[H^+][OH^-] = K_w = 1,01 \times 10^{-14} \text{ a } 25^\circ\text{C} \quad (1)$$

y

$$[H^+] = [OH^-] = 1,005 \times 10^{-7}$$

donde:

$[H^+]$ = actividad de iones hidrógeno, moles/l,

$[OH^-]$ = actividad de iones hidroxilo, moles/l, y

K_w = producto iónico del agua.

Según la ecuación 2, al aumentar el pH disminuye el pOH en la misma proporción y viceversa, porque pK_w es constante para una temperatura determinada. A 25 °C, un pH 7,0 es neutro, las actividades de los iones hidrógeno e hidroxilo son iguales y cada una corresponde a una actividad aproximada de 10^{-7} moles/l. El punto neutro depende de la temperatura y es pH 7,5 a °C y pH 6,5 a 60 °C.

El valor del pH de una solución muy diluida es aproximadamente el mismo que el logaritmo común negativo de la concentración del ion hidrógeno. Las aguas naturales tienen normalmente valores de pH en la zona de 4 a 9, y la mayoría son ligeramente básicas debido a la presencia de bicarbonatos y carbonatos de los metales alcalinos y alcalino térreos.

* Aprobado por el Standard Methods Committee, 1985.

Debido a las interacciones en todas las soluciones, excepto en las muy diluidas, es necesario utilizar la «actividad» de un ion y no su concentración molar. El uso del término pH supone que se está considerando la actividad del ion hidrógeno, a_{H^+} . La equivalencia *aproximada* con la molaridad, $[H^+]$, sólo se puede presumir en soluciones muy diluidas (fuerza iónica <0,1).

Para expresar una amplia gama de actividades iónicas es conveniente una escala logarítmica. La ecuación 1 en forma logarítmica y corregida para reflejar la actividad es:

$$(-\log_{10} a_{H^+}) + (-\log_{10} a_{OH^-}) = 14 \quad (2)$$

o

$$pH + pOH = pK_w$$

donde:

$$pH \dagger = \log_{10} a_{H^+} \text{ y}$$

$$pOH = -\log_{10} a_{OH^-}$$

† p designa $-\log_{10}$ de un número.

2. Referencia

1. SORENSON, S. 1909. Über die Messung und die Bedeutung der Wasserstoff ionen Konzentration bei Enzymatischen Prozessen *Biochem. Z.* 21:131.

hasta 0,001 unidades de pH, pero la mayoría de instrumentos no son tan precisos.

Para trabajos de rutina utilícese un medidor de pH exacto y reproducible hasta 0,1 unidades de pH con una escala de 0 a 14, y dotado de un ajuste compensador de la temperatura.

Aunque los fabricantes proporcionan instrucciones de trabajo, los términos descriptivos pueden ser confusos. En la mayoría de los instrumentos existen dos controles: intersección (ajuste de tampón, asimetría, estandarizar) y pendiente (temperatura, compensación); sus funciones se muestran en forma de diagrama en las figuras 4500-H⁺:1 y 2. El control de intersección desvía lateralmente la curva de respuesta, que atraviesa el punto isopotencial sin cambio en la pendiente. Así se puede llevar el apartado a la escala (0 mV) con un tampón de pH 7 que no tiene cambio de potencial con la temperatura.

El control de pendiente hace rotar la pendiente fem/pH alrededor del punto isopotencial (0 mV/pH 7). Para ajustar la pendiente para la temperatura, sin alte-

rar la intersección, selecciónese un tampón que proteja la muestra con tampón pH 7 y ajústese el control de pendiente al pH de este tampón. El aparato indicará el cambio correcto de milivoltios por unidad de pH a la temperatura de la prueba.

b) *Electrodo de referencia* consistente en media pila que suministra un potencial constante de electrodo. Normalmente se utilizan calomelanos y plata; electrodos de plata-cloruro. Cualquiera de ellos se encuentra con varios tipos de conexiones líquidas.

La conexión líquida del electrodo de referencia es crítica porque en ese punto el electrodo forma un puente de sal con la muestra o tampón y se genera un potencial de conexión líquida que afecta, a su vez, al potencial producido por el electrodo de referencia. Las conexiones del electrodo de referencia pueden ser de cerámica anular, cuarzo o fibra de amianto, o de tipo de manguito. El tipo más utilizado es la conexión de cuarzo. La fibra de amianto no es recomendable para soluciones fuertemente básicas. Siganse las instrucciones del fabricante para

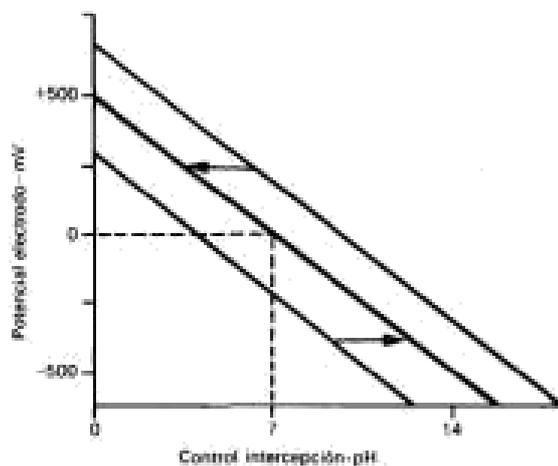


Figura 4500-H⁺:1. Potencial del electrodo frente a pH. El control de intersección desvía lateralmente la curva de respuesta.

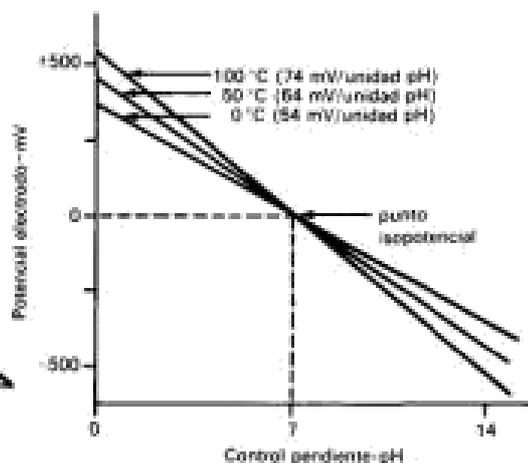


Figura 4500-H⁺:2. Respuesta típica del electrodo de pH como función de la temperatura.

uso y mantenimiento del electrodo de referencia.

Rellénense los electrodos no sellados con el electrolito correcto hasta el nivel adecuado y asegúrese que la conexión se ha humedecido correctamente.

c) Electrodo de vidrio: El electrodo del sensor es un bulbo de vidrio especial que contiene una concentración fija de HCl o una solución tamponada de cloruro en contacto con un electrodo interno de referencia. Al sumergir un nuevo electrodo en una solución, la superficie exterior del bulbo se hidrata e intercambia iones sodio por iones hidrógeno para formar una capa superficial de iones hidrógeno. Ésta, junto con la repulsión de aniones por puntos fijos de silicato, cargados negativamente, produce un potencial en la interfase vidrio-solución, que está en función de la actividad del ion hidrógeno en solución.

Existen varios tipos de electrodos de vidrio. Los electrodos de combinación incorporan en una única sonda los electrodos de vidrio y de referencia. Utilícese un electrodo con «bajo error de sodio» que pueda funcionar a temperaturas elevadas, para medir un pH superior a 10, porque los electrodos de vidrio estándar dan valores bajos erróneos. Para medir un pH inferior a 1, los electrodos de vidrio dan valores erróneamente elevados; utilícense en su lugar electrodos de membrana líquida.

d) Vasos de precipitados: Son preferibles los de polietileno o TFE*.

e) Agitador: Utilícese un agitador magnético, con barra recubierta de TFE, o uno mecánico con impulsor inerte recubierto de plástico.

f) Cámara de flujo: Utilícese para determinaciones de flujo continuo o para soluciones mal tamponadas.

* Teflón o equivalente.

3. Reactivos

a) Preparación general: Calibre el sistema de electrodos frente a soluciones tampón estándar o con pH conocido. Dado que las soluciones tampón se pueden deteriorar como consecuencia del crecimiento de hongos o por contaminación, prepárense recientes a medida que se necesiten para un trabajo más preciso, pesando las cantidades de productos químicos que se especifican en la tabla 4500-H⁺ I, disolviéndolas en agua destilada a 25 °C y diluyendo a 1.000 ml. Esto es especialmente importante para los tampones borato y carbonato.

Hiérvese y enfriese el agua destilada que tenga una conductividad inferior a 2 μ ohms/cm. A 50 ml, añádase 1 gota de solución saturada de KCl adecuada para el uso en electrodos de referencia. Si el pH de esta solución test estuviera entre 6,0 y 7,0, utilícese para preparar todas las soluciones patrón.

Séquese KH_2PO_4 de 110 a 130 °C durante 2 horas antes de pesarlo, pero sin calentar el tetraoxalato de potasio hidratado, inestable, por encima de 60 °C, ni secar las otras sales especificadas para tampones.

Aunque los productos químicos de calidad ACS suelen ser satisfactorios para preparar soluciones tampón, cuando se precise mayor precisión se deben utilizar productos certificados, suministrados por National Institute of Standards and Technology. Para análisis de rutina, úsense las pastillas para tampones, polvos o soluciones existentes en el comercio de calidad comprobada. Al preparar soluciones tampón a partir de sales sólidas, verifíquese disolución completa.

Como norma, selecciónense y prepárense las soluciones tampón clasificadas como patrones primarios en la tabla 4500-H⁺ I; resérvense los patrones secundarios para situaciones extremas, encontradas en las medidas de aguas residuales. Consúltense en la tabla 4500-H⁺ II

Tabla 4500-H⁺1. PREPARACIÓN DE SOLUCIONES PATRÓN DE pH¹

Solución patrón (molaridad)	pH a 25 °C	Peso necesario de producto químico/1.000 ml solución acuosa a 25 °C
Patrones primarios:		
Tartrato ácido de potasio (saturado a 25 °C)	3,557	>7 g $\text{KHC}_4\text{H}_4\text{O}_6^*$
Citrato diácido de potasio 0,05	3,776	11,41 g $\text{KH}_2\text{C}_6\text{H}_5\text{O}_7$
Ftalato ácido de potasio 0,05	4,004	10,12 g $\text{KHC}_8\text{H}_4\text{O}_6$
Fosfato ácido de potasio 0,05 + fosfato ácido disódico 0,025	6,863	3,387 g KH_2PO_4 + 3,533 g Na_2HPO_4 †
Fosfato diácido de potasio 0,006695 + fosfato ácido disódico 0,03043	7,415	1,179 g KH_2PO_4 + 4,303 g Na_2HPO_4 †
Borato de sodio decahidrato (borax) 0,01	9,183	3,80 g $\text{Na}_2\text{B}_4\text{O}_7 \cdot 10\text{H}_2\text{O}^\ddagger$
Bicarbonato de sodio 0,025 + carbonato de sodio 0,025	10,014	2,092 g NaHCO_3 + 2,640 g Na_2CO_3
Patrones secundarios:		
Tetraoxalato de potasio dihidrato 0,05	1,679	12,61 g $\text{KH}_2\text{C}_4\text{O}_6 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$
Hidróxido de calcio (saturado a 25 °C)	12,454	>2 g Ca(OH)_2^*

* Solubilidad aproximada.

† Preparar con agua destilada recién hervida y enfriada (exenta de dióxido de carbono).

el pH aceptado para soluciones tampón patrón a temperaturas distintas de 25 °C. En el trabajo rutinario, las soluciones tampón y las muestras deben conservarse en frascos de polietileno. Renuévense las soluciones tampón cada 4 semanas.

b) Solución de tartrato ácido de potasio: Agítese enérgicamente un exceso (5 a 10 g) de $\text{KHC}_4\text{H}_4\text{O}_6$ finamente cristalizado, con 100 a 300 ml de agua destilada a 25 °C en un frasco con tapón de vidrio. Sepárese la solución transparente del material no disuelto por decantación o filtración. Consérvese durante 2 meses o más, añadiendo un cristal de timol (8 mm diámetro) por cada 200 ml de solución.

c) Solución saturada de hidróxido de calcio: Calcínese CaCO_3 de tipo bajo en álcali, bien lavado, en una cápsula de platino, por ignición durante 1 hora a 1.000 °C. Enfríese, hidrátase por adición lenta de agua destilada, con agitación, y caliéntese a ebullición. Enfríese, filtre y recójase Ca(OH)_2 sólido en un filtro de vidrio sinterizado de porosidad media. Séquese a 110 °C, enfríese y pulverícese hasta gránulos finos uniformes. Agítese enérgicamente un exceso de gránulos finos con agua destilada en un frasco de polietileno con tapón. Déjese que la temperatura llegue a 25 °C tras la mezcla. Filtrase el sobrenadante bajo succión, a través de un filtro de vidrio sinterizado de porosidad media y utilícese el filtrado como solución tampón. Deséchese la solución tampón cuando el CO_2 atmosférico produzca turbidez.

d) Soluciones auxiliares: NaOH 0,1 N, HCl 0,1 N, HCl 5N (Dilúyanse 5 volúmenes de HCl 6N con un volumen de agua destilada), y solución de fluoruro ácido de potasio (disuélvanse 2 g de KF en 2 ml de H_2SO_4 conc. y dilúyase a 100 ml con agua destilada).

4. Procedimiento

a) Calibrado del aparato: Siganse las instrucciones del fabricante, en cada

caso, para el medidor de pH y para conservación y preparación de los electrodos para su uso. Las soluciones recomendadas para conservación de los electrodos a corto plazo varían con el tipo de electrodo y el fabricante, pero generalmente tienen una conductividad superior a 4.000 $\mu\text{ohmios/cm}$. El agua del grifo es mejor sustituto que la destilada, pero lo mejor para el electrodo simple de vidrio es tampón pH 4, y es preferible KCl saturado para un electrodo de referencia de calomelanos y Ag/AgCl. La solución preferida para un electrodo combinado es KCl saturado. Manténganse los electrodos húmedos, devolviéndolos a la solución para almacenado siempre que no se utilice el medidor de pH.

Antes de su uso, extráiganse los electrodos de la solución de conservación, lávense y séquense con un paño suave, colóquense en la solución tampón inicial y ajústese el punto de isopotencial (apartado 2a anterior). Selecciónese un segundo tampón cuyo pH no se diferencie en más de 2 unidades del de la muestra y llévase la muestra y el patrón a la misma temperatura, que puede ser la de la habitación, una fija (por ejemplo, 25 °C), o la de una muestra reciente. Sáquense los electrodos del primer tampón, lávense bien con agua destilada, séquense y sumérjanse en el segundo tampón. Regístrese la temperatura medida y ajústese el mando de temperatura de forma que el aparato indique el valor de pH del tampón a la temperatura de la prueba (éste es un ajuste de pendiente).

Utilícese el valor de las tablas para el tampón usado a la temperatura de la prueba. Sáquense los electrodos del segundo tampón, lávense bien con agua destilada y séquense los electrodos como se indicó antes. Sumérjanse en un tercer tampón por debajo de pH 10, aproximadamente 3 unidades distinto del segundo; la lectura no debe diferir más de 0,1 unidad del pH del tercer tampón. Si el aparato muestra una respuesta distinta en

más de 0,1 unidad del pH esperado, compruébese si los electrodos o el potenciómetro tiene problemas (véanse apartados 5a y b más adelante).

El objetivo de la estandarización consiste en ajustar la respuesta del electrodo de vidrio al aparato. Cuando sólo se realicen determinaciones ocasionales del pH, se estandarizará el aparato antes de cada una de ellas. Cuando sean frecuentes y el aparato sea estable, estandarícese menos a menudo. Si el pH de las muestras varía mucho, estandarícese cada muestra con un tampón cuyo pH no difiera más de 1 o 2 unidades del de la muestra.

b) Análisis de la muestra: Establézcase el equilibrio entre electrodos y muestra agitando ésta para asegurar su homogeneidad; la agitación será suave para reducir al mínimo el arrastre de dióxido de carbono. Para muestras tamponadas 0 con gran fuerza iónica, acondiciónense los electrodos después de limpiarlos, introduciéndolos en la muestra durante 1 minuto, séquense y sumérganse en otra porción nueva de la misma muestra, y léase el pH.

Con soluciones diluidas, mal tamponadas, equilibrense los electrodos por inmersión en tres o cuatro porciones sucesivas de la muestra. Tómese una muestra nueva para medir el pH.

5. Detección de problemas

a) Potenciómetro: Para detectar el origen de un problema, desconéctense los electrodos y conéctese, por medio de una correa de cortocircuito, la terminal del electrodo de referencia a la del vidrio. Obsérvese el cambio de pH cuando se ajusta el mando de calibrado del aparato. Si el potenciómetro funciona correctamente, responderá de forma rápida y uniforme a los cambios de calibrado en una zona amplia de la escala. Si falla, no responderá y reaccionará de modo errá-

tico o mostrará un cambio en el ajuste. Pásese a la escala de milivoltios sobre la cual la aguja debe señalar cero. No tratar de reparar el potenciómetro si se carece de experiencia, limitándose al mantenimiento descrito en el manual del aparato.

b) Electrodos: Si el potenciómetro funciona correctamente, búsquese el fallo en el par de electrodos. Sustitúyase uno cada vez, y compruébese de forma cruzada con dos tampones que se diferencien en 4 unidades de pH aproximadamente. Una desviación por encima de 0,1 unidades de pH indica un electrodo defectuoso. Los electrodos de vidrio fallan por arañazos, deterioro o cúmulo de restos sobre la superficie del vidrio. Renuévase el electrodo por inmersiones alternativas en HCl 0,1 N y NaOH 0,1 N. Si esto falla, sumérgase la punta en solución de KF durante 30 segundos. Tras renovarlos, déjense sumergidos una noche en tampón de pH 7,0. Lávense y consérvense en tampón de pH 7,0. Lávense de nuevo con agua destilada, antes de utilizarlos. Las capas de proteína se pueden eliminar mojando los electrodos de vidrio con solución de pepsina al 10 por 100, ajustada a pH 1 a 2.

Para comprobar el electrodo de referencia, enfréntese la fem de un electrodo de referencia dudoso, con otro del mismo tipo que se sepa que funciona bien. Usando un adaptador, conéctese el electrodo de referencia bueno a la clavija del electrodo de vidrio del potenciómetro, y el dudoso a la clavija del electrodo de referencia. Ajustese el aparato para que lea milivoltios y realícense lecturas con los dos electrodos sumergidos en la misma solución de electrolito (KCl) y luego en la misma solución tampón. Las lecturas en milivoltios deben ser 0 ± 5 mV para ambas soluciones. Si se utilizan electrodos diferentes, como plata:platacloruro frente a calomelanos o viceversa, la lectura será 44 ± 5 mV para un buen electrodo de referencia.

Los problemas del electrodo de referencia suelen deberse a una conexión obstruida. La interrupción del flujo continuo de electrolito a través de la junta produce un aumento del tiempo de respuesta y desviaciones en la lectura. Las juntas obstruidas se limpian aplicando succión a la punta o hirviendo ésta en agua destilada hasta que el electrolito fluya libremente al aplicar la succión en la punta o presión en el orificio de llenado. En el comercio existen juntas de reemplazo.

6. Precisión y sesgo

Utilizando bien un medidor de pH con buenos electrodos, se puede conseguir una precisión de $\pm 0,02$ unidades de pH y una precisión de $\pm 0,05$ unidades de pH. Sin embargo, en condiciones normales, el límite de precisión es $\pm 0,1$ unidades de pH, especialmente para determinaciones en el agua y soluciones mal tamponadas. Por esa razón, el pH se debe dar en los valores más próximos a 0,1 unidad de pH. Se analizó en 30 laboratorios una muestra sintética de solución tampón Clark y Lubs de pH 7,3, electrométicamente, con una desviación estándar de $\pm 0,13$ unidades de pH.

7. Referencias

1. BATES, R. G. 1978. Concept and determination of pH. En I. M. Kolthoff & P. J. Elving, eds. *Treatise on Analytical Chemistry*. Parte I, Vol. 1, pág. 821. Wiley-Interscience, Nueva York.
2. LICHT, T. S. & A. J. DE BETHUNE. 1957. Recent developments concerning the signs of electrode potentials. *J. Chem. Educ.* 34:433.
3. DURST, R. A. 1975. Standard Reference Ma-

terials: Standardization of pH Measurements. NBS Spec. Publ. 260-53, National Bur. Standards, Washington, D.C.

8. Bibliografía

- CLARK, W. M. 1928. *The Determination of Hydrogen Ions*, 3.^a ed. Williams & Wilkins Co., Baltimore, Maryland.
- DOLE, M. 1941. *The Glass Electrode*. John Wiley & Sons, Nueva York.
- BATES, R. G. & S. F. ACREE. 1945. pH of aqueous mixtures of potassium dihydrogen phosphate and disodium hydrogen phosphate at 0 to 60 °C. *J. Res. Nat. Bur. Standards* 34:373.
- LANGELIER, W. F. 1946. Effect of temperature on the pH of natural water. *J. Amer. Water Works Assoc.* 38:179.
- FELDMAN, I. 1956. Use and abuse of pH measurements. *Anal. Chem.* 28:1859.
- BRITTON, H. T. S. 1956. *Hydrogen Ions*, 4.^a ed. D. Van Nostrand Co., Princeton, Nueva Jersey.
- KOLTHOFF, I. M. & H. A. LAITINEN. 1958. *pH and Electro-titrations*. John Wiley & Sons, Nueva York.
- KOLTHOFF, I. M. & P. J. ELVING. 1959. *Treatise on Analytical Chemistry*, Parte I, Vol. 1, Capítulo 10. Wiley-Interscience, Nueva York.
- BATES, R. G. 1962. Revised standard values for pH measurements from 0 to 95 °C. *J. Res. Nat. Bur. Standards* 66A:179.
- AMERICAN WATER WORKS ASSOCIATION. 1964. *Simplified Procedures for Water Examination*. Manual m12, American Water Works Assoc., Nueva York.
- WINSTEAD, M. 1967. *Reagent Grade Water: How, When and Why?* American Soc. Medical Technologists, The Steck Company, Austin, Texas.
- STABLES, B. R. & R. G. BATES. 1969. Two new standards for the pH scale. *J. Res. Nat. Bur. Standards* 73A:37.
- BATES, R. G. 1973. *Determination of pH, Theory and Practice*, 2.^a ed. John Wiley & Sons, Nueva York.

Fuente: Clesceri, L.S; Greenberg, A.E; Y Trussell, R.R. (1989).