



INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL

**CENTRO INTERDISCIPLINARIO DE INVESTIGACIÓN
PARA EL DESARROLLO INTEGRAL REGIONAL**



CIIDIR IPN UNIDAD MICHOACÁN

DETERMINACIÓN DE RESIDUOS DE PLAGUICIDAS
ANTICOLINESTERÁSICOS EN SUELO Y EN EL CULTIVO
DE CEBOLLÍN, EN EL MUNICIPIO DE
VILLAMAR, MICHOACÁN.

T E S I S

PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRO EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN
AGRÍCOLA SUSTENTABLE

PRESENTA:

IBQ. SUSANA JANET SANTOYO MURGUÍA

DIRECTORES DE TESIS:

M. en C. SALVADOR OCHOA ESTRADA

M. en C. MA DEL ROCÍO RAMÍREZ JIMÉNEZ

JIQUILPAN, MICHOACÁN, MÉXICO OCTUBRE, 2014



INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL SECRETARÍA DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO

ACTA DE REVISIÓN DE TESIS

En la Ciudad de Jiquilpan, Michoacán siendo las 12:00 horas del día 13 del mes de Febrero del 2014 se reunieron los miembros de la Comisión Revisora de la Tesis, designada por el Colegio de Profesores de Estudios de Posgrado e Investigación de CIIDIR Unidad Michoacán para examinar la tesis titulada:

"Determinación de residuos de plaguicidas Anticolinesterásicos en suelo y en el cultivo de cebollín, en el municipio de Villamar, Michoacán.

Presentada por el alumno:

Santoyo

Murguía

Susana Janet

Apellido paterno

Apellido materno

Nombre

Con registro:

B	1	1	0	6	2	1
---	---	---	---	---	---	---

aspirante de:

Maestría en Ciencias en Producción Agrícola Sustentable

Después de intercambiar opiniones los miembros de la Comisión manifestaron **APROBAR LA TESIS**, en virtud de que satisface los requisitos señalados por las disposiciones reglamentarias vigentes.

LA COMISIÓN REVISORA Directores de tesis

M. en C. Salvador Ochoa Estrada

M. en C. Ma. del Rocío Ramírez Jiménez

Dr. Sigifredo López Díaz

Dr. José Teodoro Silva García

Dr. Gustavo Cruz Cárdenas

Dra. Hortencia Gabriela Mena Violante

PRESIDENTE DEL COLEGIO DE PROFESORES





INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL
SECRETARÍA DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO

CARTA DE CESIÓN DE DERECHOS

En la Ciudad de Jiquilpan de Juárez Michoacán el día 2 del mes de octubre del año 2014, la que suscribe Susana Janet Santoyo Murguía alumna del programa de **Maestría en Ciencias en Producción Agrícola Sustentable** con número de registro B110821, adscrito a **C.I.I.D.I.R. I.P.N. Unidad Michoacán**, manifiesta que es autora intelectual del presente trabajo de Tesis bajo la dirección de M. en C. Salvador Ochoa Estrada y M. en C. Ma. del Rocío Ramírez Jiménez y cede los derechos del trabajo intitulado **Determinación de residuos de plaguicidas Anticolinesterásicos en suelo y en el cultivo de cebollín, en el municipio de Villamar, Michoacán**, al Instituto Politécnico Nacional para su difusión, con fines académicos y de investigación.

Los usuarios de la información no pueden reproducir el contenido textual, gráficos o datos del trabajo sin el permiso expreso del autor y/o director del trabajo. Este puede ser obtenido escribiendo la siguiente dirección sochoae@ipn.mx, rramirez7744@hotmail.com y janet_15_5@hotmail.com. Si el permiso se otorga, el usuario deberá dar el agradecimiento correspondiente y citar la fuente del mismo.

Susana Janet Santoyo Murguía

Nombre y firma

AGRADECIMIENTOS

En primer lugar quiero agradecer a Dios por haberme dado la sabiduría, el entendimiento y la voluntad que a lo largo de este trabajo le pedí, por no haberme dejado sola en ningún momento e iluminarme para salir adelante.

Al Instituto Politécnico Nacional, al CIIDIR y a CONACYT por el apoyo económico brindado durante la realización de este trabajo.

Mi más sincero agradecimiento a mis directores de tesis, el M. en C. Salvador Ochoa Estrada y la Dra. María del Rocío Ramírez Jiménez. Quiero que estas palabras no sean consideradas como una simple formalidad para cubrir un requisito impuesto por la costumbre, sino un sentimiento de profundo reconocimiento hacia ellos. A ambos, por guiarme en el fascinante mundo de la investigación.

A toda mi familia y amigos en general porque gracias a su cariño, apoyo y confianza he llegado a realizar dos de mis más grandes metas en la vida. La culminación de mis estudios de posgrado y el hacerlos sentirse orgullosos de esta persona que tanto los ama.

A mis revisores Dra. Dioselina, Dr. Teodoro, Dr. Gustavo y Dr. Sigifredo por su ayuda, apoyo y comprensión me alentaron a lograr esta hermosa realidad.

Al Arq. Salvador y la Dra. Rocío por su fantástica compañía en momentos de arduo trabajo que sin ustedes no me hubiera sido posible culminar este trabajo. Muchísimas gracias por recibirme en su hermoso hogar.

A mi amigo el Dr. José Venegas por sus acertados consejos y por su agradable compañía.

Al equipo de trabajo del laboratorio Salud, Género y Ambiente de la Universidad Autónoma de San Luis Potosí encabezado por la Dra. Leticia Yáñez y la M. en C. Rebeca, por su amable hospitalidad y apoyo en todo momento de mi trabajo experimental, igualmente a Cristi, Andrea, Mayte y Yosa por su cariñoso recibimiento.

A mis amigos del laboratorio de suelos y aguas del CIIDIR; Iván, Alicia, Héctor y Jazmín por su orientación y ratos divertidos que pasamos trabajando.

A mis compañeros de generación principalmente Eleazar, Carlos, Facundo, Lupita y Hugo, porque a su lado viví esta etapa tan bonita de mi vida y sé que donde sea que me encuentre los recordare con mucho cariño.

A mi tío Ricardo Murguía por ayudarme cada día a cruzar con firmeza el camino de la superación, porque con su apoyo y aliento me ayudo a superar toda barrera en mi camino.

DEDICATORIAS

A mis padres Gerardo Santoyo y Concepción Murguía, por el cariño y apoyo moral que siempre recibí de ustedes, con el cual logre culminar mi esfuerzo, terminando así mis estudios de posgrado que es para mí la mejor de las herencias. Con Amor y Respeto

A mi prometido Carlos I. Cano Muñiz por apoyarme en esos días que todo parecía complicarse, porque cada vez que camino a tu lado y juntamos las manos, me siento tan protegida que creo que soy invencible, es algo que nunca había sentido en mi vida, y gracias a ese apoyo incondicional estoy más segura de que eres el amor de mi vida, te amo.

A mis hermanos Jorge, Mónica y Jennifer a quienes jamás encontraré la forma de agradecer el que me hayan brindado su mano en las derrotas y logros de mi vida. Por ser siempre parte de mí y por tantos momentos bonitos que hemos compartido a lo largo de nuestras vidas.

A Ma. Eugenia Rivas y Francisco Murguía, sabiendo que no existirá forma alguna de agradecer una vida de sacrificios, esfuerzos y amor, quiero que sientan que el objetivo alcanzado también es de ustedes y que la fuerza que me ayudo a conseguirlos fue su gran apoyo. ¡¡Gracias abuelitos!!

CONTENIDO

INDICE DE TABLAS	1
INDICE DE FIGURAS	2
RESUMEN	4
ABSTRACT	5
1. INTRODUCCIÓN	6
2. MARCO TEÓRICO	9
2.1 Plaguicidas: Generalidades	9
2.1.1 Clasificación de los plaguicidas	9
2.1.2 Propiedades y características	10
2.1.3 Mecanismos de transporte en el ambiente	20
2.2. Plaguicidas anticolinesterásicos (organofosforados y carbamatos)	25
2.2.1 Antecedentes de estudios sobre contaminación por plaguicidas anticolinesterásicos	29
2.3 Métodos analíticos para la determinación de residuos de plaguicidas.....	32
2.4 Producción agrícola en México	33
2.5. Cultivo de cebolla (<i>Allium cepa</i>) y cebollín (<i>Allium schoenoprasum</i>)	35
2.5.1 Características	35
2.5.2 Producción en México.....	39
3. JUSTIFICACION.....	41
4. OBJETIVOS E HIPÓTESIS	42
5. DESCRIPCIÓN DEL ÁREA DE ESTUDIO	43
5.1 Localización geográfica.....	43
5.2 Características del sitio de estudio.....	44
5.2.1 Geología	44
5.2.2 Clima.....	45
5.2.3 Vegetación y uso de suelo	47
5.2.4 Unidades y subunidades de suelo	48
6. MATERIALES Y METODOS.....	49
6.1 Tamaño de muestra.....	49
6.2 Selección de los sitios de muestreo.....	49
6.3 Obtención de muestras.....	50
6.4 Análisis de Laboratorio	52
6.5 Análisis Estadístico	60

7.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	61
7.1	Ubicación de los sitios de muestreo	61
7.2	Información obtenida en la aplicación de encuestas	61
7.3	Clasificación de agua de riego de acuerdo a su calidad química	65
7.3.1	Conductividad eléctrica (CE).....	66
7.3.2	Salinidad efectiva (SE).....	67
7.3.3	Potencial de hidrogeno (pH)	68
7.3.4	Calidad química del agua de riego.....	69
7.4	Caracterización física del suelo.....	72
7.5	Caracterización química del suelo	74
7.5.1	Conductividad eléctrica (CE).....	74
7.5.2	Potencial de Hidrogeno en suelo	76
7.5.3	Porcentaje de materia orgánica (MO)	78
7.5.4	Concentración de Sodio.....	79
7.5.5	Macronutrientes	80
7.6	Residuos de plaguicidas anticolinesterásicos	83
7.6.2	Residuos de plaguicidas anticolinesterásicos en suelo	88
7.6.3	Residuos de plaguicidas anticolinesterásicos en cebollín.....	92
8	CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	95
9	ANEXOS.....	97
10	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	103

INDICE DE TABLAS

	Pág.
Tabla 1. Valores del coeficiente octanol/agua (Kow) en algunos plaguicidas	13
Tabla 2. Adsorción de los plaguicidas en suelo de acuerdo a su coeficiente carbono orgánico (Koc)	15
Tabla 3. Valores del coeficiente carbono orgánico (Koc) de algunos plaguicidas	16
Tabla 4. DL50 y CL50 de los plaguicidas más usados en México	17
Tabla 5. Estudios realizados sobre contaminación por plaguicidas en suelos y hortalizas	30
Tabla 6. Tipos de agua y su categoría	71
Tabla 7. Propiedades físicas de los suelos	73
Tabla 8. Interpretación de la salinidad del suelo con base la conductividad eléctrica según la NOM-021-SEMARNAT-2000	74
Tabla 9. Parámetros de validación del método analítico para la determinación de plaguicidas anticolinesterásicos en las matrices de suelo y cebollín	87
Tabla 10. Criterios de aceptación para el parámetro de precisión	88
Tabla 11. Porcentaje de inhibición y concentración de residuos de plaguicidas anticolinesterásicos en el suelo del municipio de Villamar, Michoacán	89
Tabla 12. Porcentaje de inhibición y concentración de residuos de plaguicidas anticolinesterásicos en muestras de cebollín del municipio de Villamar, Michoacán	93

INDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Relación entre el coeficiente de partición octanol/agua y la solubilidad en agua de los compuestos orgánicos	12
Figura 2. Mecanismos de transporte y transformación de los plaguicidas en el ambiente	21
Figura 3. Formas “oxon” y “tio” de los plaguicidas organofosforados	25
Figura 4. Estructura química general de los compuestos carbamatos	26
Figura 5. Ubicación del área de estudio: zona agrícola del municipio de Villamar, Michoacán, México	43
Figura 6. Geología del municipio de Villamar, Michoacán	45
Figura 7. Clima del municipio de Villamar, Michoacán	46
Figura 8. Precipitación del municipio de Villamar, Michoacán	46
Figura 9. Vegetación y uso de suelo del municipio de Villamar, Michoacán	47
Figura 10. Unidades y subunidades de suelo del municipio de Villamar, Michoacán	48
Figura 11. Muestreo de suelo en zig-zag	51
Figura 12. Muestreo de suelo de 0-20 cm de profundidad	51
Figura 13. Obtención de la muestra compuesta	51
Figura 14. Procedimiento de extracción de plaguicidas anticolinesterásicos en muestras de suelo	55
Figura 15. Procedimiento espectrofotométrico para determinar residuos de plaguicidas anticolinesterásicos	57
Figura 16. Ubicación de los sitios de muestreo	61
Figura 17. Estudio de caracterización de variedades de semilla de cebolla	62
Figura 18. Estudio de caracterización de variedades de semilla de cebolla	62
Figura 19. Productos químicos para el control fitosanitario en cultivo de cebolla y cebollín	63
Figura 20. Distribución de la conductividad eléctrica en agua de riego	66
Figura 21. Salinidad efectiva en agua de riego	67
Figura 22. Clasificación según el pH del agua de riego	68

Figura 23. Diagrama de Richards para clasificación de agua de riego	70
Figura 24. Distribución de los niveles de salinidad en suelo	75
Figura 25. Clasificación de suelo según el pH	77
Figura 26. Porcentaje de materia orgánica en suelo	78
Figura 27. Contenido de nitrógeno en suelo	81
Figura 28. Contenido de fósforo en suelo	82
Figura 29. Curva promedio de inhibición de butirilcolinesterasa (BChE) por metamidofos en suelo.	84
Figura 30. Control de calidad de metamidofos en suelo	85
Figura 31. Curva promedio de inhibición de butirilcolinesterasa (BChE) por metamidofos en cebollín.	86
Figura 32. Control de calidad de metamidofos en cebollín	86

RESUMEN

La utilización incorrecta de los plaguicidas, debida principalmente a la sobredosificación y la aplicación inadecuada por parte de los agricultores, entre otros factores, puede ocasionar la presencia de residuos de plaguicidas en frutas y hortalizas. Ello origina riesgos a la salud humana y también afecta la calidad e inocuidad del producto perjudicando su comercialización en diferentes mercados mundiales. Los plaguicidas anticolinesterásicos son compuestos (organofosforados y carbamatos) neurotóxicos y muy utilizados en la agricultura. De acuerdo a sus propiedades fisicoquímicas estos pueden quedar retenidos o solubilizarse en suelo y agua, por lo cual es conveniente realizar monitoreos periódicos de estos plaguicidas en muestras ambientales para conocer el grado de contaminación en estas zonas donde la actividad agrícola es constante. En el presente estudio se evaluó la presencia de plaguicidas anticolinesterásicos de alto riesgo en suelo y cebollín (*Allium schoenoprasum*) del municipio de Villamar, Michoacán, así como la determinación de la calidad química del suelo y el agua de riego. El estudio de campo se efectuó en varios predios del municipio de Villamar. Para la evaluación de las muestras se validó una metodología indirecta basada en la inhibición de la enzima butirilcolinesterasa presente en suero de rata macho Winstar. Los resultados obtenidos del análisis de residuos de plaguicidas anticolinesterásicos en suelo, se detectó arriba del límite de detección (LD) (208.00 µg/g) en solo una de las 24 muestras. En el caso de las muestras de cebollín (*Allium schoenoprasum*) se encontraron residuos arriba del límite de detección (310.00 µg/g) en solo una de nueve muestras de cultivo. Por lo anterior se concluye que el método de Ellman es adecuado (rápido, sencillo y de bajo costo) para la determinación de plaguicidas anticolinesterásicos en muestras de suelo y hortalizas. Los residuos de organofosforados y carbamatos estudiados existen en niveles apreciables en muestras de suelo y en cebollín (*Allium schoenoprasum*) del municipio de Villamar a pesar de que estos estén considerados como de rápida degradación y aun cuando el muestreo se realizó en temporada de poca aplicación. En cuanto a la calidad química del suelo y agua de riego en el municipio de Villamar, se concluye que tanto el suelo como el agua presentan riesgos altos de salinidad debido a la ubicación de una zona geotérmica cerca a dicho municipio.

Palabras clave: límite de detección, método Ellman, salinidad, agua de riego y organofosforados.

ABSTRACT

Improper use of pesticides, mainly due to overdose and inadequate implementation by farmers, among other factors, may result in the presence of pesticide residues in fruits and vegetables. This creates risks to human health and also affects the quality and safety of product marketing hurting in different world markets. Anticholinesterase compounds are pesticides (organophosphates and carbamates) and neurotoxic widely used in agriculture. According to these physicochemical properties may be retained or solubilized in soil and water, so it is convenient to perform periodic monitoring of these pesticides in environmental samples to determine the degree of pollution in these areas where agricultural activity is constant. In the present study the presence of anticholinesterase pesticides in soil high risk and chives (*Allium schoenoprasum*) township Villamar, Michoacán, and determination of the chemical quality of soil and irrigation water were evaluated. Sampling was conducted in several plots in the municipality of Villamar. For the evaluation of the samples based methodology indirect inhibition of enzyme present in serum butyrylcholinesterase male Wistar rat was validated. The results obtained from the analysis of residues of anticholinesterase pesticides in soil were detected above the detection limit (LD) (208.00 µg/g) in only one of the 24 samples. For samples of chives (*Allium schoenoprasum*) residues above the detection limit (310.00 µg/g) in only one of nine samples of culture were found. Therefore it is concluded that the method of Ellman suitable (fast, easy and low cost) for the determination of anticholinesterase pesticides in soil samples and vegetables. Residues of organophosphates and carbamates studied exist in appreciable levels in soil samples and chives (*Allium schoenoprasum*) township Villamar although these are considered rapid degradation and even though the sampling was performed in low season application. As for the chemical quality of soil and irrigation water in the of Villamar, we conclude that both soil and water salinity have high risks due to the location of a geothermal area close to the municipality.

Keywords: detection limit, Ellman method, salinity, irrigation water and organophosphates.

1. INTRODUCCIÓN

El desarrollo de las civilizaciones y el aumento de la población han llevado a la humanidad a intensificar las actividades agrícolas, para satisfacer la necesidad de alimentos y de otros productos agrícolas y forestales (Duran *et al.*, 1994). México, que ha destinado el 73% de su territorio a las actividades agropecuarias, se enfrenta a importantes amenazas en este sector productivo, tales como la presencia de plagas (FAO, 2008).

De acuerdo a INIFAP (2010) y SENASICA (2009), una plaga es cualquier especie animal o vegetal o agente patógeno dañino para los productos vegetales. Con el propósito de resolver los problemas de producción actuales y futuros, el hombre ha mejorado las técnicas agronómicas, el uso de fertilizantes, la irrigación, la protección de cultivos principalmente con plaguicidas, entre otros (Sánchez y Sánchez, 1984).

Las técnicas para resolver los problemas provocados por las plagas y enfermedades agrícolas son muy variadas, tales como el control cultural, biológico y químico, en la actualidad estas se pueden combinar de manera racional y técnicamente adecuada, lo que se conoce como manejo integrado de plagas (Téliz, 1975). Sin embargo, la manera más común de controlar estos organismos ha sido, el uso de plaguicidas (SEMARNAT, 2004).

No obstante, existe una gran preocupación porque cada vez se requiere de una mayor explotación de los recursos naturales, principalmente del suelo, para satisfacer las necesidades del hombre, algunos investigadores (Yufera y Carrasco, 1977; Vega, 1985; Uzcategui, 2011; Ramírez y Lacasaña, 2001 y Legaspy, 1986) han indicado que el uso de plaguicidas en agricultura debe ser reducido o prohibido, debido al riesgo de retención de este tipo de compuestos en las cosechas y suelos, así como su incorporación a la cadena alimenticia. Por otro lado, otros investigadores (Sánchez y Sánchez, 1984; Narváez, 2012 y Hernández *et al.*, 2011) argumentan que el uso intensivo de plaguicidas es esencial para alcanzar rendimientos máximos. Una alternativa razonable a estas dos opiniones extremas debe ser el conseguir un

mejor conocimiento del comportamiento de los plaguicidas en el suelo, es decir, de los procesos que afectan a estos compuestos y de la implicación de los mismos en su persistencia y bioactividad. Con este conocimiento el impacto del uso de plaguicidas en la agricultura podría ser evaluado adecuadamente.

Los plaguicidas pueden impactar de manera positiva o negativa; por un lado, son útiles en el control de vectores de enfermedades tales como la malaria, la peste bubónica, el tifo, entre otros (Ortega *et al.*, 1994), y en el control de plagas, permitiendo mejorar la calidad y la producción agrícola (SAGARPA, 2008). Por otro lado, estas sustancias han provocado daños al ambiente y a la salud humana como: intoxicaciones en el ser humano y en los animales; contaminación de cuerpos de agua, del suelo y de alimentos (FAO, 2012).

El 50% de los plaguicidas utilizados se adsorben en los suelos, impidiendo su proceso natural de fertilización y contaminándolo en niveles peligrosos para la salud humana (Márquez, 1999). El movimiento y destino de un plaguicida en el suelo depende de varios factores: el tipo de aplicación, propiedades del plaguicida y las características del suelo como: tipo de suelo, humedad, pH, temperatura, entre otros (Sethunathan, 1993). Por ejemplo, el proceso de adsorción de un plaguicida al suelo es complicado y no puede ser generalizado (Cecchi *et al.*, 2004), ya que depende de varios parámetros entre ellos el contenido de materia orgánica, de óxidos metálicos y de arcillas; así como del pH.

Otro aspecto importante sobre los plaguicidas, es la preocupación de la presencia de residuos de este tipo de sustancias en los alimentos. Por lo cual, diversos organismos como la SENASICA (Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria) regulan los niveles de estas sustancias en los alimentos, a través de inspecciones y acciones correctivas en el uso inadecuado de estos compuestos. Varios investigadores (Castro, 2005; Abou, 1999; Frank *et al.*, 1990 y Sinha *et al.*, 1992 y Pierre y Betancourt, 2007) han reportado la presencia de plaguicidas en diferentes tipos de alimentos (tomate, lechuga, cebolla, cebollin, brócoli, entre otros)

El interés primordial de los compuestos agrícolas mexicanos es garantizar la inocuidad de sus productos de acuerdo a las regulaciones internacionales para su explotación. Dado lo anterior conociendo que las exportaciones de cebolla mexicana alcanzaron un valor de 313,913 millones de dólares (mdd) en 2012, cantidad que ubicó al país en la primera posición mundial para ese rubro, por encima de China, India y Estados Unidos (Hernández, 2013). Los plaguicidas más utilizados en México después de la prohibición de los Organoclorados, son los Organofosforados y Carbamatos (Picó y Font, 2003); los cuales son potentes inhibidores de la enzima acetilcolinesterasa, cuya función biológica es inhibir la acción del neurotransmisor acetilcolina; causando graves intoxicaciones agudas como también efectos crónicos (Varona, 1998).

Por lo que es importante determinar los residuos de plaguicidas anticolinesterásicos en matrices ambientales como el suelo y en alimentos con métodos que puedan indicar de manera rápida y económica la cantidad presente de plaguicidas, como el método de Ellman modificado por Yáñez *et al.* (2011). En el presente trabajo, se utilizó el método antes mencionado para determinar los residuos de plaguicidas anticolinesterásicos en muestras de suelo y cultivo de cebollín provenientes de la zona agrícola del Municipio de Villamar, Michoacán.

2. MARCO TEÓRICO

2.1 Plaguicidas: Generalidades

Según la Cicoplafest (Comisión Intersecretarial para el Control del Proceso y uso de Plaguicidas, Fertilizantes y Sustancias Tóxicas, 2004) se denomina plaguicida a cualquier sustancia o mezcla de sustancias que se destine a controlar una plaga, incluyendo los vectores de enfermedades humanas y de animales, así como las especies no deseadas que causen perjuicio o que interfieran con la producción agropecuaria y forestal. Otros ejemplos, son las plagas que causan daño durante el almacenamiento o transporte de los alimentos u otros bienes materiales, así como las que interfieran con el bienestar del hombre y de los animales. Se incluyen en esta definición las sustancias defoliantes y las desecantes.

Alrededor del 85% de la producción mundial de plaguicidas se emplea en la agricultura para el control de diversas plagas que merman la cantidad y calidad de las cosechas de alimentos y de otros vegetales (OMS/OPS, 1993). Además estos compuestos se usan en salud pública, en la ganadería, en el tratamiento de estructuras, en el mantenimiento de áreas verdes, en la industria y en el hogar.

2.1.1 Clasificación de los plaguicidas

La Organización Mundial de la Salud (OMS, 2011), clasifica a los plaguicidas con base a su toxicidad aguda, como sigue: extremadamente peligrosos (Ia), altamente peligrosos (Ib), moderadamente peligrosos (II), poco peligrosos (III), normalmente no ofrecen peligro bajo uso normal (IV, a veces no clasificados).

Por otro lado, la CICOPLAFEST (2010) clasifica a los plaguicidas de acuerdo a su concentración, área destinada, modo de acción, organismos que controlan, composición química y persistencia.

De acuerdo a la persistencia de los plaguicidas, estos se dividen en las siguientes categorías: Ligeramente persistentes (<4 semanas), poco persistentes (4 - 26 semanas), moderadamente persistente (27 - 52 semanas), altamente persistente (1 - 20 años) y permanentes (> 20 años).

Con base a la composición química, los plaguicidas se clasifican en los siguientes tipos: organoclorados, organoestánicos, carboxaminas, ftalimidas, bupiridilícos, derivados de tricloroacético y tricloropicolínico, dinitrofenoles, organoazufrados, guanidinas y naftoquinonas, triazinas, compuestos de cobre, piretroides, tiocarbamatos, carbamatos y organofosforados.

Para que un plaguicida alcance un amplio uso en la práctica agrícola, debe reunir las siguientes características:

Efectividad: debe ser efectivo en la destrucción de la plaga contra la que actúa.

Selectividad: debe combatir únicamente los organismos dañinos sin perjudicar a la flora o la fauna beneficiosas.

Economía: la utilización de un plaguicida debe producir beneficios que superen el gasto que supone su utilización.

Seguridad: no debe ser tóxico para las plantas, útiles al hombre ni constituirse en un peligro para la salud del hombre ni de los animales domésticos.

Estabilidad: debe conservar su capacidad de acción durante un tiempo suficiente.

Posibilidad de formulación: debe ser compatible con algunos de los posibles soportes diluyentes, dando lugar a formulaciones estables y efectivas.

2.1.2 Propiedades y características

Para entender cómo se comporta un plaguicida en el ambiente, se necesita conocer sus propiedades físico-químicas y su mecanismo de transporte, así como las características ambientales y la geografía del lugar en que se encuentra (Baza *et al.*, 2012).

a) Solubilidad

Las sustancias con solubilidad mayor a 500 ppm son muy móviles en los suelos (DGCA, 2008) y pueden ser transportadas a otros sistemas acuosos (EPA, 2006). Por otro lado, los compuestos con una solubilidad mayor a 25 ppm no son persistentes en los organismos vivos, en tanto que aquellos con solubilidad menor a 25 ppm tienden a inmovilizarse en los suelos y a concentrarse en los organismos vivos. En general los plaguicidas organofosforados tienen una solubilidad mayor a 25 ppm; mientras que la de los organoclorados es menor a 25 ppm (DGCA, 2008).

La solubilidad de un compuesto depende de ciertas condiciones. Por ejemplo, si un compuesto está presente en concentraciones mayores a su nivel de saturación, este se acumulará en la interface agua-aire y se evaporará más rápidamente en función de sus características; sin embargo, la presencia de otras sustancias lo puede mantener en disolución (Canter, 1987); por otro lado, si un compuesto está presente en concentraciones menores a su nivel de saturación, entonces permanecerá en el agua.

Las sustancias al solubilizarse se pueden o no disociar; las que no se disocian son sustancias no iónicas sin carga. Las que se disocian son sustancias iónicas, las cuales pueden tener carga positiva (catiónicas) o bien carga negativa (aniónicas). Los plaguicidas aniónicos y los no iónicos son móviles en los suelos en tanto los catiónicos son adsorbidos inmovilizándose en ellos (DGCA, 2008).

b) Coeficiente de partición n-octanol/agua (K_{ow})

Este coeficiente se refiere a la relación de la cantidad de una sustancia que se disuelve en agua y en n-octanol; y proporciona información sobre su solubilización y distribución en un organismo vivo. El coeficiente K_{ow} es uno de los más utilizados para comprobar si un compuesto puede acumularse en los organismos vivos, ya que mide la lipoafinidad e hidrofobicidad (Mckay, 1991). En este sentido la polaridad del n-octanol es similar a la de la materia orgánica del suelo, y a la de la pared celular de los organismos. Pudiendo considerar que una sustancia es hidrofóbica cuando $K_{ow} > 3$ (Bacci, 1994). Las sustancias polares presentan valores bajos de K_{ow} , mientras que con las sustancias hidrofóbicas ocurre exactamente lo contrario. Por esta misma razón el K_{ow} correlaciona inversamente con la solubilidad en agua del plaguicida (Diagnóstico Clínico, 2013). En la Figura 1, se presenta la relación entre el coeficiente K_{ow} y la solubilidad de algunos plaguicidas.

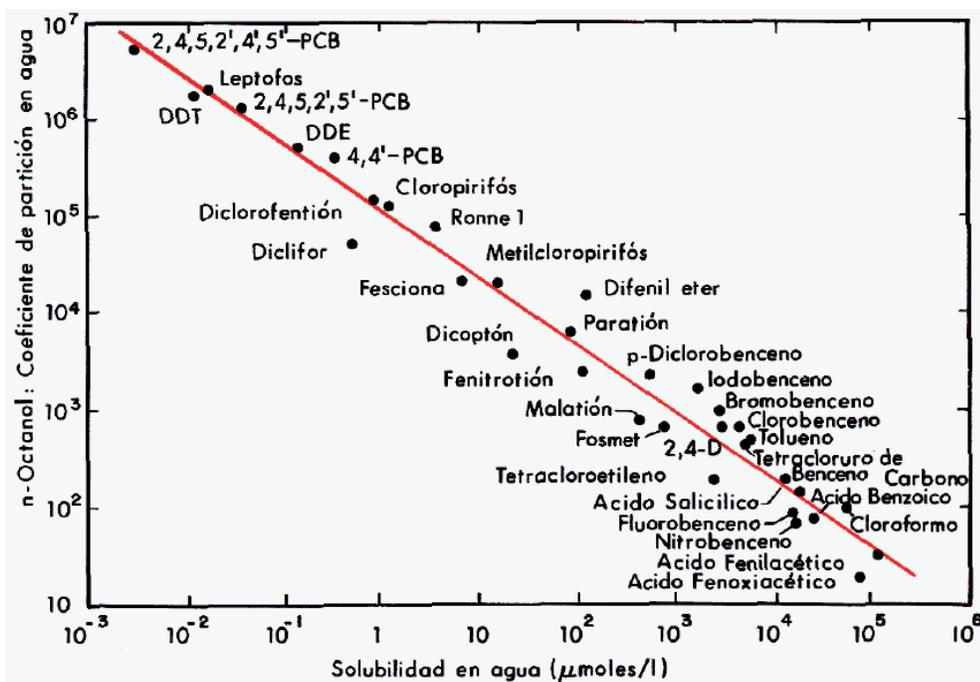


Figura 1. Relación entre el coeficiente de partición octanol/agua y la solubilidad en agua de compuestos orgánicos (Fuente: Canter, *et al.*, 1987).

Por ejemplo, los plaguicidas organoclorados aldrin y DDT tienen $Kow > 1$, por lo que son liposolubles y se acumulan en los tejidos grasos (Badii *et al.*, 2007). Por otro lado, los organofosforados poseen Kow muy diversos; en el caso del clorpirifos, terbufos, diazinon y malatión con $Kow > 1$ son liposolubles; mientras que el metamidofos, dimetoato y metomilo con $Kow < 1$ son poco bioacumulables (Ramírez y Lacasaña, 2001). Los valores del $\log Kow$ de algunos plaguicidas se sintetizan en el Tabla 1.

Tabla 1. Valores del coeficiente n-octanol/agua (Kow) de algunos plaguicidas.

Plaguicida	Log Kow
Carbofurán	1,80
Cipermetrina	5,30
Clorpirifos	4,30
Diazinón	3,69
Glifosato	-3,20
Malatión	2,75
Mancozeb	1,33
Paratión	3,83
Metamidofos	-0.8

(Fuente: Fichas internacionales de seguridad química; CCE, IPCS, 1994).

c) Presión de Vapor

La presión de vapor de una sustancia indica su tendencia a ser volátil (EPA, 2006). Las sustancias con presión de vapor mayor a 10^{-3} mm de Hg a 25°C son muy volátiles, por lo tanto, tienen gran movilidad y se dispersan hacia la atmósfera; existen sustancias ligeramente volátiles, menos móviles con presiones entre 10^{-6} a 10^{-8} mm de Hg a 25°C , y las no volátiles que son más persistentes en suelos y aguas con presión de vapor menor a los 10^{-7} mm de Hg (DNCA, 2008). La presión de vapor está fuertemente influenciada por las condiciones ambientales (temperatura, velocidad del viento, entre otras). La volatilización esta función de la presión de vapor del plaguicida, su concentración, el contenido de agua en el suelo, su poder de adsorción, la velocidad de difusión, la temperatura y del movimiento del aire. Las mayores pérdidas por volatilización se producen en el periodo inmediato a la

aplicación del plaguicida (Seiber y Woodrow, 1995). La mayoría de los plaguicidas organofosforados tienen baja volatilidad (Henaó y Corey, 2000). La volatilización es el factor principal que influye en la disminución de un plaguicida en el suelo, siendo mayor en suelos húmedos que en secos; sin embargo, la volatilización facilita la adsorción vía inhalatoria para los organismos vivos (Condarco, 2007).

d) Degradabilidad

La degradabilidad se refiere a que su actividad puede ser permanente o bien puede disminuir con el tiempo en función de su descomposición ya sea química, por acción de la luz o por acción de la actividad microbiana (Badii *et al.*, 2007). La degradación del plaguicida dará lugar a nuevos compuestos que no necesariamente han de ser menos tóxicos que la sustancia original; así cuando el producto de degradación resulta menos tóxico que la sustancia original se trata de una inactivación o detoxificación, si por el contrario, el producto de degradación resulta con mayor toxicidad que el original, se trata de una activación (García y Navarro, 2006).

Los procesos de degradación natural, como la biodegradación, la fotodegradación y la hidrólisis química, se efectúan mediante reacciones de oxidación, reducción, hidrólisis, ruptura y reorganización de enlaces moleculares. Estas reacciones, involucran la actividad enzimática de microorganismos, la luz ultravioleta (UV) y el pH del medio (Lu, 2006; Van, 2009); el conocimiento de estas variables es de gran utilidad en la identificación de dichos procesos en un ecosistema. Un gran número de publicaciones, consideran que los procesos de degradación, son determinantes en la persistencia y toxicidad de plaguicidas en el ambiente (Andreu y Pico, 2004). La facilidad de degradación de un plaguicida depende de su estructura molecular; en general, los más resistentes son los organoclorados como el DDT y entre los menos resistentes se encuentran los organofosforados (García y Navarro, 2006).

e) Coeficiente de adsorción de carbono orgánico (Koc)

También se le conoce como coeficiente de adsorción suelo/agua o coeficiente de adsorción. Es una medida de la tendencia de un compuesto orgánico a ser adsorbido (retenido) por los suelos o sedimentos. El Koc es específico para cada plaguicida. Los valores del Koc van de 1 a 10, 000,000. Un Koc elevado indica que el plaguicida orgánico se fija con firmeza en la materia orgánica del suelo, por lo que poca cantidad del compuesto se mueve a las aguas superficiales o a los acuíferos (Tabla 2).

Tabla 2. Adsorción de los plaguicidas en suelo de acuerdo a su coeficiente carbono orgánico (Koc) (mL/g)

ADSORCIÓN DEL PLAGUICIDA EN SUELO		VALORES DEL COEFICIENTE	
Muy débil		Menor a 10	Koc BAJO
Débil		10 a 100	*El plaguicida puede distribuirse en cuerpos de agua o aire
Moderada	El plaguicida puede ser volátil	100 a 1000	*El plaguicida puede no ser fijado a la materia orgánica del suelo
			*La vía de exposición al plaguicida puede ser la inhalatoria
De moderada a Fuerte		1000 a 10,000	Koc ALTO
Fuerte	El plaguicida puede ser soluble en grasa	10,000 a 100,000	*El plaguicida se puede fijar en suelo, sedimento, biota y materia orgánica
			*El plaguicida puede moverse en aguas superficiales
Muy fuerte		Mayores a 100,000	*La vía de exposición al plaguicida puede ser por la cadena alimentaria

(Fuente: INECC, 2004)

El log Koc es una propiedad fisicoquímica relacionada con el potencial de acumulación de plaguicidas en sedimentos acuáticos; así, un valor alto del log Koc, indica gran afinidad por este compartimento. Sin embargo, algunas propiedades del sistema, como la estabilidad térmica, el pH, la conductividad y el potencial redox, alteran la interacción de los plaguicidas con el sedimento y por lo tanto favorecen su liberación hacia la columna de agua. Por ejemplo, el pH altera el carácter iónico de numerosos compuestos orgánicos y por lo tanto, su solubilidad; mientras que el potencial redox, afecta la estabilidad química de las sustancias, lo que conduce a

cambios en la afinidad por el sedimento. Los valores del log Koc de algunos plaguicidas se sintetizan en la Tabla 3 (Narváez, 2012).

Tabla 3. Valores del coeficiente carbono orgánico (Koc) de algunos plaguicidas.

Plaguicida	Log Koc (g/ml)
Carbofurán	1,37
Cipermetrina	4,93
Clorpirifos	3,70
Diazinón	2,81
Glifosato	4,34
Malatión	2,34
Mancozeb	3,00
Paratión	3,88
Metamidofos	0.58

(Fuente: Fichas internacionales de seguridad química; CCE, IPCS, 1994).

Los valores altos de log Kow y log Koc para la cipermetrina, el clorpirifos y el diazinón, indican que estas sustancias tienen un desmedido potencial de acumulación en el suelo y en la biota. En contraste, el metamidofos, glifosato, mancozeb y carbofurán, los cuales presentan valores bajos, pueden lixivarse e ingresar a los cuerpos de agua.

f) Persistencia

La persistencia de un plaguicida en el suelo se define como el tiempo que se requiere para que su concentración se reduzca a la mitad; a menudo se le denomina también “vida media” (García y Navarro, 2006). Los plaguicidas organofosforados tienen una menor persistencia que los organoclorados, debido a que los procesos de transformación ambiental se efectúan con mayor eficiencia sobre sus enlaces fosfoester. Los plaguicidas que persisten más tiempo en el ambiente tienen una mayor probabilidad de interacción con otros elementos del sistema. Por otro lado, si su persistencia es mayor a la frecuencia con la que se aplica, el plaguicida tiende a acumularse tanto en los suelos como en la biota (Badii *et al.*, 2007).

g) Toxicidad

La toxicidad se mide a través de la dosis letal media (DL50) o de la concentración letal media (CL50). La DL₅₀ es la estimación estadística de la cantidad de una sustancia tóxica (mg/kg) por peso corporal, necesaria para matar al 50% de animales de experimentación (usualmente ratas de laboratorio) en los que se ensaya el efecto letal de la sustancia, administrándola por vía oral o dérmica, durante un período de tiempo determinado y seguimiento en un período post-exposición. Cuando la exposición a la sustancia tóxica es a través del aire o el agua se le llama CL₅₀ y se expresa en mg/L. (ICCB, 1985). Ambos parámetros varían conforme a múltiples factores como la presentación del producto (sólido, gel, líquido, gas, polvo, etc.), la vía de entrada (oral, dérmica, respiratoria), la temperatura, la dieta, la edad, el sexo, etc. (López, 1993). Al basarse en la observación de especies animales, es importante señalar que estos indicadores no proporcionan información sobre los efectos crónicos, ni sobre la citotoxicidad de algún compuesto (OMS, 1990). En la Tabla 4, se presenta la DL₅₀ y CL₅₀ de algunos plaguicidas.

Tabla 4. DL₅₀ y CL₅₀ de los plaguicidas más utilizados en México.

Plaguicida	Clase	DL ₅₀ (mg/kg)	CL ₅₀ (mg/L) a 4hr
Carbofurán	Ib	5.3	>0.10
Cipermetrina	II	936.40	>2
Clorpirifos	II	205	2.16
Diazinón	II	1250	>3.68
Glifosato	III	>5000	>4.2
Malatión	II	1166	>5.2
Mancozeb	III	>2000	>2.752
Metamidofos	Ib	30	<1
Paratión	Ia	3	0.034-0.32

(Fuente: Fichas internacionales de seguridad química; CCE, IPCS, 1994).

Algunos de los principales efectos tóxicos de los plaguicidas reportados en la literatura son los siguientes: mutaciones genéticas, malformaciones, afecciones al sistema nervioso central y periférico, cáncer, leucemia, pérdida de embarazos, afecciones respiratorias, fallos en la reproducción y desarrollo de embriones tanto animales como humanos (OMS, 2004).

Pero el uso de plaguicidas también tiene ventajas importantes, como el evitar la muerte humana causada por enfermedades transmitidas por insectos como la malaria, la peste bubónica, el tifo, entre otras. La transferencia de esta tecnología a países en desarrollo, cuyas condiciones son muy diferentes a las de los países a los que estaban destinados (clima, sistemas de irrigación, composición de suelos, variedades de plagas), dio como resultado que con frecuencia se utilizaran en exceso. Esto incrementó la resistencia de las plagas, obligó a la aplicación de cantidades cada vez mayores de plaguicidas y estimuló la producción de productos nuevos y más tóxicos. (Ortega *et al.*, 1994).

Los plaguicidas son productos que han proporcionado muchos beneficios a la agricultura ya que se consideran como una tecnología que ha permitido asegurar una mejor y mayor producción de alimentos y otros productos, controlando y eliminando las plagas y enfermedades que atacan y afectan a plantaciones agrícolas. Se sabe que si los agricultores no utilizaran plaguicidas para el combate de plagas, se perdería un tercio de la producción alimentaria, he aquí la importancia de su aplicación (SAGARPA, 2008).

Sin embargo, el uso de plaguicidas trae consigo algunos inconvenientes biológicos, éstos alteran el balance de los ecosistemas, matando algunos organismos que no causan daño alguno a la producción agrícola. Además retomando a Ortega *et al.*, (1994), algunos organismos “plaga” logran resistir a los químicos expuestos, haciendo a sus generaciones futuras, indiferentes a las fumigaciones que realice el agricultor por más tóxico que sea el químico aplicado. Este es el efecto más perjudicial que trae consigo el uso excesivo de plaguicidas, el generar organismos que nunca antes habían existido es crear organismos mutantes, con más fuerza, con

más poder para reproducirse, con más capacidad para resistir los efectos climáticos, entre muchos otros, son las características de los nuevos “seres mutantes” (Santoyo *et al.*, 2013).

El desarrollo económico y social de las poblaciones conlleva a la necesidad de mejorar los sistemas de abastecimiento de alimentos, en este mejoramiento se incluye la introducción de los plaguicidas en la agricultura. En 1939 se descubrió la potente acción insecticida del DDT (dicloro-difenil-tricloroetano). Los éxitos alcanzados para la eliminación de plagas en el campo fueron espectaculares. Sin embargo, a los 31 años después de ser utilizado, se dan a conocer las primeras señales de los efectos ecotoxicológicos, de manera que no es hasta 1972 que se prohíbe el uso del DDT en estados unidos, por su parte en México, no fue hasta 1991 que se prohíbe el uso de este producto, pero sólo en la agricultura y hasta el año 2000 se prohíbe su uso definitivamente (SAGARPA, 2010).

El caso del DDT es el más común en lo que respecta al efecto de crear mutaciones genéticas en los organismos vivos, este compuesto es muy estable y sus características lo hacen persistente en el ambiente, facilitando su dispersión y su acumulación en la cadena alimenticia. Debido a esto último, se ha encontrado en gran número de organismos vivos, incluyendo el hombre, sobre todo en el tejido adiposo y en leche materna (CEC, 1997).

Aunque se restringió el uso de DDT en la agricultura en México (DOF, 1991), existen estudios que muestran resultados donde los metabolitos de este plaguicida se continúan encontrando en muestras ambientales debido a su larga vida media.

2.1.3 Mecanismos de transporte en el ambiente

Los mecanismos de transporte de los plaguicidas es la forma en la que se mueven en el medio ambiental, desde la fuente emisora del plaguicida, hasta los puntos donde existe exposición para el ser humano o biota (ATSDR, 1995).

El medio ambiental es una fuente primordial de exposición a plaguicidas, a partir de la actividad agrícola. Aproximadamente el 47% del producto aplicado se deposita en suelos y aguas colindantes o se dispersa en la atmósfera (OMS, 1990). Esta situación depende de condiciones climáticas como la lluvia, la dirección e intensidad del viento, de características geológicas como el tipo de suelo y la presencia de corrientes de agua, y de otros factores como la fórmula y la presentación del producto (líquido, polvo, gel, gas, etc.), así como de la técnica de aplicación (aérea, terrestre, etc.). Los vientos fuertes, las temperaturas altas y los terrenos poco estables favorecen el arrastre del producto, así como las presentaciones en polvo, aerosoles o humo y, por supuesto, las aplicaciones aéreas (Ramírez y Lacasaña, 2001). Otros fenómenos que favorecen la diseminación ambiental son la fotodegradación y la volatilización, además de la lixiviación y el lavado superficial del suelo, relacionadas ambas con las corrientes de agua y con la lluvia (OMS, 1990).

Los mecanismos que rigen la evolución de los contaminantes orgánicos en el suelo (Figura 2) son: procesos de acumulación (mecanismos físicos y de adsorción), procesos de degradación (descomposición química, fotoquímica y degradación biológica) y procesos de transporte (difusión, lixiviación, volatilización y erosión) (world soil, 2006).

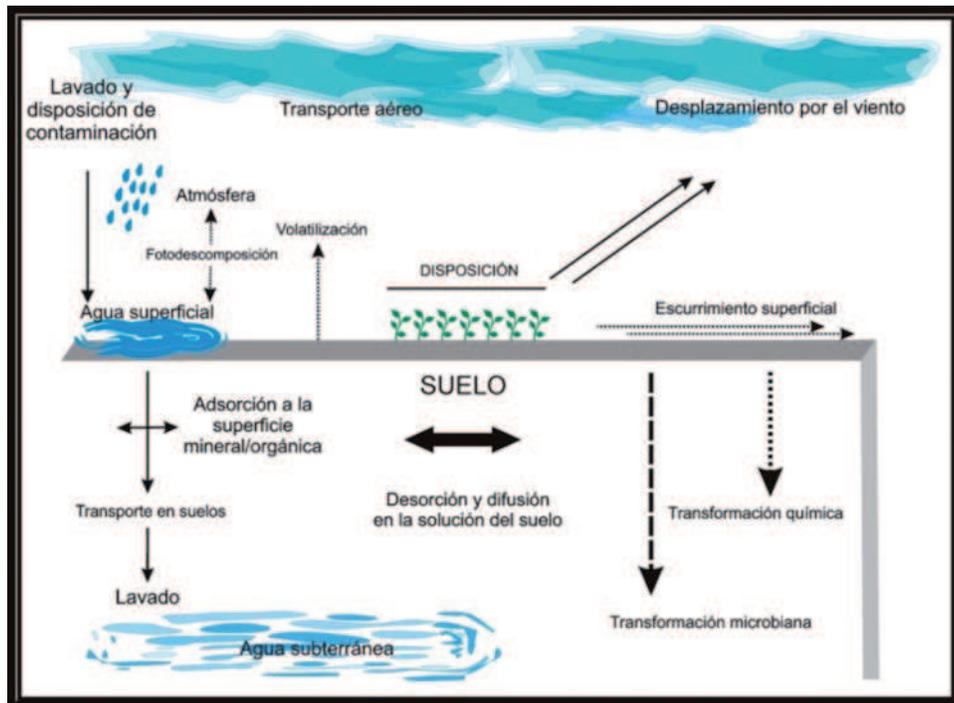


Figura 2. Mecanismos de transporte y transformación de los plaguicidas en el ambiente. (Fuente: INE, 2010)

Las características que tienen importancia en el transporte del plaguicida, son la composición, estructura, masa molecular, tendencia a ionizarse, afinidad de la molécula por las partículas del suelo, reacción frente a la acidez y basicidad, volatilidad, solubilidad, adsorción, concentración, coeficiente de reparto y forma de presentación que van a regular la toxicidad, biodisponibilidad, movilidad, persistencia y bioacumulación de estos contaminantes (Candela *et al.*, 1994). De igual manera los científicos han logrado determinar ciertas características físico-químicas cuantificables para los plaguicidas, como es la solubilidad, presión de vapor, constante de la Ley de Henry, coeficiente de carbono orgánico (Koc) y el coeficiente de Partición octanol-agua (Kow). Con esta información pueden predecir el lugar donde pudiera encontrarse un plaguicida en altas concentraciones (Torri, 2013).

En cuanto a las características del suelo, destacan: textura, tipo de arcillas (porcentaje y mineralogía), materia orgánica, óxidos de Fe, Mn y Al, carbonatos,

sales, capacidad de cambio, pH, potencial redox, estructura, temperatura, propiedades hídricas y actividad biológica (INECC, 2010).

Después de la aplicación de plaguicidas, parte del producto se deposita en el follaje del cultivo y el resto cae a través de éste hacia el suelo. Cabe mencionar que, en algunos casos, se busca a propósito la intercepción y la retención del plaguicida en el follaje (por ejemplo, en la aplicación de fungicidas) o, al contrario, se prefiere una aplicación directamente a la superficie del suelo (para el caso de algunos insecticidas y nematocidas). Posteriormente, los plaguicidas en el follaje pueden ser acarreados o lavados hacia el suelo por la lluvia. Cuando los plaguicidas llegan a la superficie del suelo, éstos pueden ser transportados por el agua al infiltrarse al subsuelo; a este tipo de transporte vertical se lo denomina lixiviación. Además, los plaguicidas pueden ser acarreados lateralmente por escorrentía superficial. Es de importancia mencionar que, especialmente en áreas montañosas, el agua que se infiltra en el suelo no se mueve verticalmente hacia la capa freática, sino que se produce un flujo lateral hacia localidades más bajas o valles donde el agua lixiviada llega a aguas superficiales por afloramientos en forma de pequeñas fuentes o vertientes. Finalmente, la escorrentía superficial puede infiltrarse en otras partes o puede entrar a contaminar directamente *in situ* las aguas superficiales (Stoorvogel *et al.*, 2003).

Una parte del plaguicida depositado en el follaje o en el suelo puede volatilizarse directamente después de su aplicación y ser transportado por el viento. Simultáneamente, durante cada uno de los procesos de transporte, el plaguicida puede degradarse en otros productos de transformación secundarios (FAO, 1980). Una fracción de los plaguicidas depositados en las hojas y en el suelo estará sujeta a degradación fotoquímica por acción de la luz solar. La fracción que finalmente llega al suelo depende de las características fisicoquímicas de los plaguicidas y de cuán persistentes son del momento de la aplicación (si existe o no un follaje cerrado), de la forma de aplicación (el equipo de aspersión y de la adición de otros productos químicos a la formulación o a la mezcla) y de las condiciones meteorológicas reinantes (Stoorvogel *et al.*, 2003). Ya en el interior del suelo, parte de los plaguicidas

se biodegradarán como resultado de la actividad biótica de los microorganismos (principalmente bacterias y hongos). La degradación puede ocurrir en condiciones aeróbicas y anaeróbicas; en general, una mayor degradación ocurre en los estratos superficiales del suelo, donde existe mayor abundancia de microorganismos (Torres *et al.*, 1999). Además, también existe degradación a través de la actividad abiótica (por interacción con arcillas y óxidos metálicos presentes en el suelo). Debe destacarse que la degradación de plaguicidas no implica necesariamente formación de productos de transformación secundarios inocuos; en algunos casos, los productos de las reacciones de degradación son tanto o más tóxicos y persistentes que el principio activo original (Castro, 2002).

Las características físicas y las condiciones climáticas del sitio de estudio contribuyen al transporte de los contaminantes. Por consiguiente, es necesaria la información acerca de la topografía, tipos de suelo, ubicación, tipo de cubierta del suelo, precipitación anual, condiciones de temperatura, entre otros, para poder estimar hacia donde pudiera desplazarse el plaguicida aplicado (Carvalho *et al.*, 1998).

A pesar de todas las condiciones para evitar residuos tanto en suelo como en la cadena agroalimentaria, muchos de los compuestos que se han utilizado como plaguicidas han sido tan estables que han originado una gran contaminación ambiental, al quedar sus residuos ampliamente distribuidos en cosechas, suelos, agua, aire y cerca de los lugares de su uso. Es por eso la importancia del estudio de la persistencia e interacción de estos compuestos en el ambiente, con el fin de conocer el problema y emplear medios para reducirlo. Esto permitiría, además, usarlos adecuadamente obteniendo de ellos el máximo beneficio con el mínimo riesgo (FAO, 2009).

La volatilización consiste en el flujo del compuesto hacia la fase aire y supone uno de los mecanismos de pérdida de masa hacia la atmósfera. Este proceso está regido por la ley de Henry y su mayor o menor intensidad depende de la presión de vapor del compuesto, de manera que los compuestos con alta presión de vapor tenderán a

volatilizarse, excepto que también sean muy solubles en agua (Evangelista y Candela, 1998).

En algunos casos se pueden esperar pérdidas por volatilización de hasta 90% en un periodo de 48 horas. Además de la presión de vapor, este proceso está influenciado por la distribución de los residuos y el nivel de humedad del suelo o superficie de las plantas (Ekler *et al.*, 1986; Gerritse *et al.*, 1991). Asimismo, las condiciones climáticas, especialmente viento y temperatura, influyen notablemente en el grado de volatilización del plaguicida.

La transformación es, probablemente, el proceso más determinante del comportamiento de los plaguicidas y depende de la reactividad química de cada compuesto. Conduce a cambios en su estructura química por reacciones de oxidación, reducción, hidrólisis, sustitución o eliminación de grupos funcionales, o a la fragmentación de la estructura dando lugar a compuestos inorgánicos como productos finales de la reacción (CO₂, H₂O, haluros, amino, fosfato, etc.). En este último caso, el proceso global se le conoce como degradación.

La transformación puede tener lugar por vía química, fotoquímica o bioquímica, siendo ésta última la predominante en suelo, debido a la actividad de microorganismos (Evangelista y Candela, 1998).

La biodegradación puede ser definida como cualquier transformación estructural en el compuesto original inducida biológicamente y de tal manera que cambie la integridad de la molécula (Scow, 1982). Esta depende del tipo de suelo, pH, contenido de agua y de la temperatura. Según sea el compuesto y/o el factor dominante, tendremos una reacción oxidante, reductora, hidrolizadora o de polimerización (Yaron *et al.*, 1985). Es difícil distinguir las reacciones gobernadas por la actividad microbiana de las puramente químicas, especialmente cuando los procesos son similares, así como los productos de la degradación. Armstrong y Conrad (1974) y Yaron *at al.* (1985) consideran como más importantes las reacciones de hidrólisis, las de origen fotoquímico y las de oxidación.

2.2. Plaguicidas anticolinesterásicos (organofosforados y carbamatos)

Los organofosforados ocupan hoy en día un lugar preponderante entre los plaguicidas más conocidos y utilizados, ya que son muy efectivos contra las plagas. Estos compuestos son derivados del ácido fosfórico y dependiendo de los sustituyentes que acompañan al fósforo, se dividen en diferentes subgrupos entre los que se destacan los ortofosfatos, tiofosfatos, tiolfosfatos, ditiofosfatos, fosfonatos y pirofosforamidas. Este grupo de insecticidas en general son muy solubles en agua y fácilmente hidrolizables, por lo que presentan una baja persistencia en el ambiente. Debido a ello, se utilizan muy a menudo para atacar insectos adultos, parásitos de plantas y animales, en parte, para tratamientos preliminares de semillas y terrenos antes de la siembra. (Carrasco *et al.*, 1977).

Cuando el átomo que se une al fósforo es el oxígeno, el compuesto se encuentra en su forma “oxon”, la cual es un potente inhibidor de la acetilcolinesterasa (AChE). Sin embargo, con el oxígeno en esta posición, se favorece la hidrólisis del compuesto, especialmente bajo condiciones alcalinas. Para hacerlos más resistentes a la hidrólisis, se ha sustituido al oxígeno por el átomo de azufre. Este tipo de organofosforados se denominan “tiones” (Castro, 2002) y pueden atravesar la membrana celular más rápidamente que los oxones; sin embargo, son pobres inhibidores de la AChE. En el ambiente los tiones son convertidos en oxones por acción de la luz solar y el oxígeno y en el organismo por acción de las enzimas citocromo p450 (Henao y Corey, 1991). En la Figura 3 se presenta las formas oxon y tio de los organofosforados.



Figura 3. Formas “oxon” y “tio” de los plaguicidas organofosforados

En general los organofosforados se hidrolizan fácilmente, tanto por vía enzimática como por factores ambientales.

Los organofosforados inhiben la función de la colinesterasa al formar un complejo enzima-inhibidor reversible. Este complejo se puede degradar espontáneamente permitiendo que la enzima sea reactivada o puede ir a un proceso llamado envejecimiento; ésta, es una reacción de dealquilación dependiente de tiempo que resulta en una inactivación irreversible de la enzima.

Los carbamatos son otro tipo de plaguicidas muy utilizados en la agricultura. Estos son ésteres derivados de los ácidos N-metil o dimetil carbámico (Figura 4) y comprende más de 25 compuestos que se emplean como insecticidas y algunos como fungicidas, herbicidas y nematocidas.

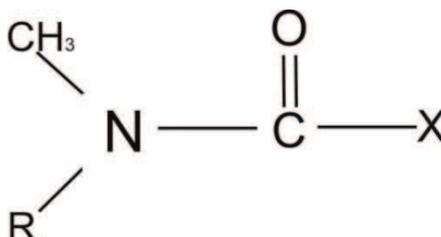


Figura 4. Estructura química general de los compuestos carbamatos

En donde R puede ser un Hidrogeno o un grupo metilo (CH₃) y X es un alcohol que determina el grado de acoplamiento al centro activo de la AChE y, por lo tanto, su capacidad inhibidora. Este alcohol es usualmente un grupo arilo, un heterocíclico, o una oxima. (CICOPLAFEST, 2013). La combinación carbamilo-acetilcolinesterasa se disocia más rápidamente que el complejo fosforilo-acetilcolinesterasa producido por los compuestos organofosforados. Esta fragilidad tiene varias consecuencias importantes: (1) tiende a limitar la duración del envenenamiento con insecticida carbamato N-metilo; (2) es responsable de que el intervalo que existe entre la dosis que genera los síntomas y la dosis letal sea mayor que el que existe en el caso de la mayoría de los compuestos organofosforados; y, (3) con frecuencia invalida la

medición de la actividad de la colinesterasa en la sangre como indicador diagnóstico del envenenamiento (Carter, 2000).

Del mismo modo que los organofosforados, los carbamatos son fácilmente hidrolizables en soluciones alcalinas (Milla *et al.*, 2002). Dado que los plaguicidas organofosforados y carbamatos son inhibidores de las colinesterasas se les denomina plaguicidas anticolinesterásicos.

Las colinesterasas son enzimas encargadas de hidrolizar el neurotransmisor acetilcolina. La acetilcolina es un neurotransmisor que se encarga de facilitar la transmisión del impulso nervioso entre diferentes neuronas, ejerciendo su efecto en la hendidura sináptica (unión de dos neuronas). La AChE hidroliza la acetilcolina en ácido acético y colina, permitiendo que estos sean almacenados en la neurona presináptica para posteriormente sintetizar nueva acetilcolina y evitando la acumulación de este neurotransmisor en las terminaciones nerviosas y la estimulación excesiva y continua del impulso nervioso que dé origen a una crisis colinérgica, de músculos, glándulas y nervios.

Las enzimas colinesterasas son de dos tipos. La acetilcolinesterasa o colinesterasa verdadera (también llamada colinesterasa eritrocitaria o específica); esta se encuentra en los tejidos nerviosos unida a las membranas de las neuronas (cerebro) y los glóbulos rojos (Kaplan y Pesce, 1986). Por otro lado, la butirilcolinesterasa o colinesterasa inespecífica: (también denominada pseudocolinesterasa o colinesterasa plasmática), está presente generalmente en forma soluble en casi todos los tejidos principalmente hígado y plasma, pero en poca concentración en el sistema nervioso central y periférico (García y Navarro, 2006).

Otra enzima que también puede ser afectada por los organofosforados es la esterasa neuropática cuya inhibición provoca la enfermedad llamada neuropatía retardada caracterizada por la desmielinización y degeneración axónica (Albert, 1997; Braighwaite *et al.*, 1998).

Los plaguicidas inhibidores de colinesterasa pueden ingresar al organismo por las vías respiratoria, dérmica y digestiva. Al ser absorbidos son metabolizados a nivel hepático y algunos de estos sufren reacciones que los hacen más tóxicos que el compuesto original (bioactivación por acción enzimática) que ingresó al organismo. En su gran mayoría son eliminados por vía renal (Evangelista y Candela, 1998).

Los organofosforados son generalmente más tóxicos que los carbamatos en términos de toxicidad aguda, pero son degradados más rápidamente que estos (Bull y Hathaway, 1986).

La toxicidad de la mayoría de estos plaguicidas es alta y los casos de intoxicaciones agudas en humanos son frecuentes; por otro lado también pueden causar efectos a largo plazo (Henao y Corey, 1991).

Al igual que los organofosforados, los carbamatos ingresan al organismo por las mismas vías. El metabolismo de los carbamatos se realiza a través de tres mecanismos básicos: hidrólisis, oxidación y conjugación; y su eliminación es principalmente por vía urinaria (Legaspy, 1986).

La estructura de cada organofosforado tiene importancia respecto a su efecto sobre las colinesterasa. Por ejemplo, el clorpirifos, dimetoato, diazinón, diclorvós, malatión, mipafóx y triclorfón producen una mayor inhibición de la BChE (Ortega *et al.*, 1994). En el caso de los carbamatos el aldicarb, propoxur y el benomyl producen una mayor inhibición de la BChE (Milla *et al.*, 2002).

2.2.1 Antecedentes de estudios sobre contaminación por plaguicidas anticolinesterásicos

Hoy está claro, que la aparición de residuos tóxicos en el ambiente es un problema importante y al que hay que prestarle la debida atención, lo cual se avala por la gran cantidad de estudios que vienen realizándose sobre el tema en los últimos años (García y Dorronsoro, 2013).

SENASICA (2008) institución mexicana encargada del monitoreo de residuos de plaguicidas en alimentos reportó del 2005 al 2007 residuos de clorpirifos, metamidofós, endosulfan, cipermetrina, dimetoato, malatión, acefate, monocrotofós, diazinón, profenofós, permetrina, dicofol, paratión metílico, quintozeno, pentacloroanilina y etión, en diferentes productos agrícolas principalmente en tomate, calabacita, apio, diferentes tipos de chiles, jitomate, lechuga, nopal, papaya, cilantro, brócoli, repollo, cebolla, albahaca y guayaba, con diferentes destinos de la república mexicana y algunos para exportación a Estados Unidos. Aunque la mayoría de los residuos de estos plaguicidas no sobrepasaron los límites máximos permisibles, el uso de nueve de ellos no está autorizado por SAGARPA, y el uso de dos más está restringido (SENASICA, 2008). Los resultados obtenidos en los monitoreos del 2005 al 2007 demostraron que los niveles de residuos de plaguicidas en los alimentos analizados estuvieron generalmente por debajo de los límites máximos permisibles (EPA, 2008). Siendo el mayor problema, la detección de residuos de plaguicidas no autorizados, más que las concentraciones arriba de los límites máximos permisibles de plaguicidas autorizados (SAGARPA, 2009). En la Tabla 5 se presentan algunos estudios realizados en México y otros países sobre contaminación por plaguicidas en suelos y hortalizas.

Tabla 5. Estudios realizados sobre contaminación por plaguicidas en suelos y hortalizas.

Autor y Año	Título	Conclusiones
Yoshioka <i>et al.</i> (1991)	Residuos y degradación de plaguicidas organofosforados en suelo (Universidad de kinki).	Se encontraron residuos de clorpirifos, fenitrotion, foxim, tetraclorvinfos y piridaphention en suelo, pero se observó que en suelos con mayor contenido de materia orgánica la degradación era más rápida.
Masís <i>et al.</i>, (2008)	Residuos de agroquímicos en suelo (Cuba).	21 plaguicidas organoclorados y organofosforados analizados, solo 3 organoclorados detectados y un organofosforado.
Wahid (1978)	Adsorción y desorción de paratión en suelos de la India.	Observaron que la relación entre la absorción del plaguicida y el contenido de materia orgánica es logarítmica.
Rojas <i>et al.</i>, (2012)	Efecto de paratión metílico sobre la producción de óxido en suelo de Oaxaca.	El plaguicida paratión metílico afectó las emisiones de N ₂ O y CO ₂ , disminuyendo la actividad microbiana del suelo.
Ortiz y Sánchez, (2010)	Biodegradación de Organofosforados en suelos de México.	Las bacterias son importantes organismos que intervienen en la degradación del plaguicida metil paratión, recomendándose usar como método de remediación
Sharmila, (2002)	Persistencia de metil paratión en suelo (in vitro) (Israel).	La persistencia de metil paratión en un suelo inundado aluvial disminuyó al aumentar la temperatura.
Hernández <i>et al.</i>, (2003)	Residualidad de insecticidas en suelo de cultivos de arroz. (Cuba).	Los insecticidas encontrados deltametrina, carbarilo y paratión metílico, no rebasaron el límite de detección del método cromatográfico.
Belanger (1998)	Determinación de residuos de plaguicidas Organoclorados y Organofosforados en suelos de Canadá.	Se encontraron residuos altos de plaguicidas organoclorados (aldrin, dieldrin, endulsofan, endrin, heptacloro y y-clordano) y de organofosforados (diazinón, leptofos, etión, diclorofention y paratión).
Sethunathan (1993)	Residuos de paratión en 5 suelos ácidos en Canadá.	En suelos con mayor cantidad de materia orgánica era menor la cantidad de paratión
Hernández <i>et al.</i>, 2011	Uso de plaguicidas en dos zonas agrícolas de México y evaluación de la	A pesar de que las extensiones de ambas zonas agrícolas son semejantes, difieren los cultivos y las

	contaminación de agua y sedimentos.	frecuencias de cosecha por lo que el uso total de plaguicidas en el distrito de riego 063 fue mayor que en la zona agrícola de referencia.
Uzcátegui et al., 2011	Residuos de plaguicidas organofosforados y su relación con parámetros físico-químicos en suelos del municipio pueblo llana, estado Mérida.	La acumulación de estos plaguicidas podría ser favorecida por el alto contenido de materia orgánica de los suelos en la capa superficial estudiada.
Pérez et al., 2009	Residuos de plaguicidas organofosforados en cabeza de brócoli (<i>Brassica oleracea</i>) determinados por cromatografía de gases.	En el 13 % de las muestras analizadas no se detectaron residuos de plaguicidas organofosforados; mientras que en el 87 % de las muestras de brócoli se encontraron residuos de al menos un plaguicida organofosforado. Sin embargo, las concentraciones medias encontradas no rebasaron los límites máximos permisibles.
Pérez et al., 2013	Residuos de plaguicidas en hortalizas: problemática y riesgo en México.	La revisión de varios estudios realizados en México demuestran la existencia de impactos significativos de contaminación en los agro-ecosistemas; así como los riesgos a la salud humana.
Valenzuela-Quintanar et al. 2006	Optimización y validación de un método basado en dispersión de matriz en fase sólida para pesticidas organofosforados en vegetales.	Se analizaron 32 muestras de varias hortalizas en el estado de Sonora de las cuales solo una presentó residuos de plaguicidas organofosforados.
Martínez, 2011	Calidad sanitaria en la producción de nopal verdura (<i>Opuntia sp</i>) en Otumba, México.	En el Estado de México se analizaron 24 muestras de nopal de las cuales 10 presentaron residuos de varios plaguicidas organofosforados.

(Fuente: Tomado y modificado de Arreola y Yáñez, 2012).

Los suelos agrícolas de México han recibido por mucho tiempo diversos compuestos químicos. El estado de Michoacán tiene una gran tradición de producción hortícola en cultivos como aguacate, cebolla y papa, por lo que ha estado sometido a un uso no controlado de agroquímicos. Según la OMS (2010), la salud de los habitantes se ha deteriorado debido a la contaminación del suelo, agua y atmósfera, producto del uso no controlado de insumos altamente tóxicos. Los problemas de baja productividad que se han presentado hacen suponer que los suelos y aguas están sometidos a una creciente contaminación química, reduciendo de esta manera su

calidad y fertilidad. Siendo Michoacán uno de los principales estados productores hortícolas en México, es imprescindible evaluar los niveles residuales de plaguicidas tanto en suelo como en hortalizas (Rojas *et al.*, 2012).

2.3 Métodos analíticos para la determinación de residuos de plaguicidas

Actualmente, se busca una metodología que permita la separación de residuos en una matriz de tal manera que se puedan recuperar la mayor variedad posible de plaguicidas, ya que no existe una secuencia de extracción que se pueda aplicar a todos los tipos de productos y muestras, por lo que la elección del método depende de la naturaleza química de los compuestos y de los sustratos en que se encuentren. La extracción puede realizarse con disolventes orgánicos, fase sólida y fluidos supercríticos (Picó y Font, 2003). Existen unas directrices generales con carácter internacional sobre las características que debe reunir un método permitiendo al analista combinar distintas etapas. Los métodos propuestos utilizan mezclas muy variadas de disolventes (Picó y Font, 2003). También existen métodos basados en una primera homogeneización con disolventes miscibles con el agua (Stan y Linkerhagner, 1996) o en la extracción directa con solventes inmiscibles (Ramesh y Balasubramanian, 1999; Sampedro *et al.*, 1998).

La introducción de nuevas estructuras y la revolución tecnológica han dado lugar a la publicación de numerosos métodos analíticos que se basan generalmente en la utilización de técnicas cromatográficas (Stan y Linkerhagner, 1996).

La elección de una técnica analítica adecuada para la determinación de plaguicidas depende de una variedad de factores incluyendo propiedades de los analitos, efectividad, rapidez, fiabilidad, selectividad, sensibilidad, coste, disponibilidad, compatibilidad con el medio ambiente y capacidad de análisis. En la actualidad, la cromatografía de gases (CG) es la técnica más ampliamente utilizada para el análisis multiresidual de plaguicidas en diversas matrices, dada su elevada sensibilidad y selectividad en la detección de este tipo de compuestos (Pérez *et al.*, 2009). Sin embargo, la incompatibilidad de algunos plaguicidas con la CG debido a su inestabilidad térmica, elevado peso molecular, baja volatilidad y/o alta polaridad,

hace que muchos de estos compuestos no estén incluidos en los métodos multiresiduo al no poder determinarse fácilmente por CG. Este inconveniente se puede solventar en algunos casos introduciendo una etapa de derivatización previa a la inyección, aunque esta etapa suele ser larga y tediosa e incluso puede conducir a resultados menos precisos. Como consecuencia, se ha incrementado la utilización de técnicas cromatográficas alternativas para la determinación de este tipo de compuestos; es el caso de la cromatografía líquida de alta eficacia (HPLC) (Picó y Font, 2003).

Existen métodos más sencillos y baratos que los cromatográficos pero con menos sensibilidad y selectividad, pero igual de útiles que los antes mencionados. El método que sin lugar a dudas ha alcanzado mayor difusión es el de Ellman *et al.* (1961). Consiste en una determinación colorimétrica sencilla y rápida. La enzima colinesterasa cataliza la hidrólisis de ésteres de colina, tal como la butirilticolina, con máxima actividad a pH 7,7. Como sustrato se emplea el yoduro de acetilticolina que es hidrolizado muy fácilmente por acción de la colinesterasa plasmática a tiocolina. La tiocolina liberada reacciona con el ácido 5,5 ditiobis - 2 - nitrobenzoico (DTNB) produciendo un compuesto de color amarillo, el ditiobisnitrobenzoato, el cual en medio alcalino genera compuestos de color amarillo y presenta una absorción a 412nm (Repetto y Camean, 1995).

El método Ellman se ha aplicado en algunos estudios donde se han determinado residuos de plaguicidas anticolinesterásicos en frutas y hortalizas (Milla *et al.*, 2002; Schosinsky y Quintana, 2009); y en muestras de suelo (Arreola y Yáñez, 2012; Yáñez *et al.*, 2011).

2.4 Producción agrícola en México

México cuenta con un territorio de 198 millones de hectáreas de las cuales 145 son destinadas a la actividad agropecuaria (FAO, 2014).

Cerca de 30 millones de hectáreas son tierras de cultivo y 115 de agostadero. Además, los bosques y selvas cubren 45.5 millones de hectáreas (SAGARPA, 2007).

La agricultura en México es más que un sector productivo importante ya que más allá de su participación en el PIB nacional, que es de apenas 4%; sus múltiples funciones en el desarrollo económico, social y ambiental determinan que su incidencia es mucho mayor de lo que ese indicador implicaría (INEGI, 2009).

Debido a su diversidad de climas, en México se cultiva una gran variedad de especies. En el año 2009, se produjeron principalmente caña de azúcar, maíz y sorgo con una producción en toneladas de 48,764,224; 20,142,816 y 6,108,085 respectivamente. Por otro lado se produjeron 4,193,484 de naranja, trigo, plátano, jitomate, chile verde, limón, mango, papa, café cereza, aguacate, frijol, manzana, cebada, uva, arroz, fresa y durazno y con una producción por debajo de 4, 000,000 toneladas de soya (SAGARPA, 2010).

En el 2010, los vegetales que más exportó México, según su volumen fueron trigo *durum* con una producción en miles de toneladas de 4284.14; 509.26 de sandía; 498.82 de pepino y pepinillo; 365.95 de limón o lima *persa*; 326.12 de aguacate; 324.86 de cebolla; 548.57 de maíz blanco; 269.40 de mango; 297.23 de chile “bell”; 209.51 de espárrago, brócoli y coliflor (INEGI, 2010). Por otra parte los productos agrícolas que más importó fueron maíz amarillo con una producción en miles de toneladas de 7,270.91; 2,698.24 de haba; 1,073.43 de sorgo de grano; 2,928.69 de trigo común; 772.32 de arroz; 504.34 de maíz blanco; 484.83 de harina de soya; 276.78 de malta y 221.30 de manzana (INEGI, 2011).

En la agricultura llevada a cabo por las grandes plantaciones, el principal objetivo es el comercio. Aquí sí se usa una alta tecnología y personal es contratado para realizar el trabajo. Mucha de esta producción se exporta al mercado internacional (FDA, 2009).

Gran parte de estas compañías se ubican en el llamado “Granero de México” (honroso título perteneciente al estado de Sinaloa) pues la magnificencia de sus granjas productoras lo ha hecho famoso. Es así que el gobierno federal y otros estados lo han tomado como modelo a seguir en cuanto a producción agrícola, ya

que muchos productores han realizado una modernización de su maquinaria. Sin embargo, hay varios factores que lo dificultan: el cambio climático y sus consecuencias, el gran contraste entre los estados del norte y del sur en cuanto a nivel industrial, deforestación, corrupción, introducción de especies modificadas genéticamente, calidad del agua, generación de plagas y enfermedades (SAGARPA, 2010).

2.5. Cultivo de cebolla (*Allium cepa*) y cebollín (*Allium schoenoprasum*)

2.5.1 Características

a) Origen y descripción taxonómica

El origen primario de la cebolla se localiza en Asia central, y como centro secundario el Mediterráneo, pues se trata de una de las hortalizas de consumo más antigua. Las primeras referencias se remontan hacia 3,200 a.C. pues fue muy cultivada por los egipcios, griegos y romanos.

La cebolla pertenece a la familia de las *Liliaceae* su nombre científico es *Allium cepa* L. es una planta bienal, de tallo reducido a una plataforma que da lugar por debajo a numerosas raíces y encima a hojas, cuya base carnosa e hinchada constituye el bulbo el cual está formado por numerosas capas gruesas y carnosas al interior, que realizan las funciones de reserva de sustancias nutritivas, necesarias para la alimentación de los brotes y están recubiertas de membranas secas, delgadas y transparentes, que son la base de las hojas.

Su sistema radicular es fasciculado, corto y poco ramificado; siendo las raíces blancas, espesas y simples. El tallo que sostiene la inflorescencia es derecho, de 80 a 150 cm de altura, hueco, con inflamamiento ventrudo en su mitad inferior. Las hojas envainadoras, alargadas, fistulosas y puntiagudas en su parte libre. Las flores hermafroditas, pequeñas, verdosas, blancas o violáceas, que se agrupan en umbelas y el fruto es una cápsula con tres caras, de ángulos redondeados, que

contienen las semillas, las cuales son de color negro, angulosas, aplastadas y de superficie rugosa (INIFAP, 2000).

b) Requerimientos agroclimáticos

La cebolla se adapta a diferentes tipos de temperatura; se desarrolla bien en climas cálidos, templados y fríos, comprendidos entre los 18 y 25°C; produciéndose mejor en altitudes arriba de los 900 msnm., con ambiente seco y luminoso.

Abajo de los 18°C los bulbos no se desarrollan bien, obteniéndose únicamente crecimiento de los tallos y la temperatura máxima que pueden soportar es de 33°C (SAGARPA, 2004).

El pH de los suelos de las diferentes zonas productoras varía entre 6.0 y 7.5, que es el rango adecuado para este cultivo. La cebolla se desarrolla en suelos que van desde los semi arenosos a los arcillosos, evitando piedras, rocas, sales o una excesiva cantidad de arcilla, porque interfieren con una buena producción. Suelos con una conductividad eléctrica por encima de 4 mS/cm reducen el crecimiento de los bulbos, y con un contenido de arcilla de 30 a 35% causan lesiones a los bulbos y dificultan su desarrollo. Los mejores suelos son los que tienen pH de 6.0 a 7.5 (SAGARPA, 2014).

La época de siembra es un factor determinante en la producción del cultivo de cebolla por su sensibilidad al fotoperiodo que influye en el desarrollo, formación del bulbo y floración. Cuando la duración del día disminuye y se realiza un trasplante temprano, las condiciones para la formación del bulbo empeoran, desarrollándose un follaje frondoso, tallo grueso y bulbo grande, pero irregular (IICA, 2006).

Normalmente el ciclo vegetativo de la cebolla es de 4 a 6 meses, según la variedad. Por ejemplo, en la Ciénega de Chapala el ciclo es de 5 meses; se siembra en septiembre y se cosecha en enero. La cebolla es muy sensible al exceso de humedad, pues los cambios bruscos pueden ocasionar el agrietamiento de los bulbos. Una vez que las plantas han iniciado el crecimiento, la humedad del suelo debe mantenerse por encima del 60% del agua disponible en los primeros 40 cm del

suelo. El exceso de humedad al final del cultivo repercute negativamente en su conservación. Se recomienda que el suelo tenga una buena retención de humedad en los 15-25 cm superiores del suelo (SAGARPA, 2004).

c) Fertilización

Se recomienda una fertilización con 180 kg/ha de nitrógeno y 80 kg/ha de fósforo. Los estudios realizados hasta el momento, indican que el potasio no incrementa el rendimiento del cultivo de cebolla (SAGARPA, 2012). Los trabajos de investigación sobre la temporada de aplicación del fertilizante, demuestran que el cultivo de cebolla responde mejor a la aplicación del nitrógeno en etapas tempranas del ciclo de desarrollo. Por lo anterior es conveniente aplicar los nutrientes mencionados de la siguiente manera:

- Primera fertilización. Se efectúa antes de la siembra al momento del surcado con todo el fósforo (80 kg/ha) y 45 kg/ha de nitrógeno.
- Segunda fertilización. Se realiza aplicando 45 kg/ha, a mediados del mes de octubre, para que el fertilizante esté disponible para la planta al inicio del crecimiento rápido del follaje.
- Tercera Fertilización. Se debe llevar a cabo a finales del mes de noviembre, para proporcionar a la planta 45 kg/ha de este nutriente al inicio del crecimiento del bulbo.
- Cuarta fertilización. Se aplica a mediados de diciembre (45 kg/ha), que es cuando principia el llenado del bulbo. Para esta fertilización, se puede utilizar amoníaco anhídrido para no dañar el cultivo con la maquinaria. Es importante señalar que aplicaciones tardías de nitrógeno no incrementan el rendimiento.

En primavera, la cebolla se puede fertilizar de la misma manera que en la de invierno, realizando las aplicaciones en las siguientes épocas: Al surcar, a mediados de mayo, inicios de junio y principios de julio. En estas épocas, se presentan las etapas fenológicas de la cebolla ya señaladas (INIFAP, 2011).

d) Control de plagas y enfermedades

Las plagas y enfermedades son problemas dinámicos. Algunas que no lo eran se convierten en nuevos problemas fitosanitarios, por lo cual son un verdadero reto para los productores de este cultivo, que los obliga a estar en constante actualización (Ramírez *et al.*, 2010). La principal plaga de este cultivo en todas las regiones productoras del mundo es el thrips (*Frankliniella occidentalis*) son insectos de tamaño pequeño (1 - 6 mm), de forma cilíndrica, alargada y con el extremo posterior muy agudo. Son de color amarillo, castaño o negro con bandas alternantes, claras y oscuras. (Alston *et al.*, 2008). Cuando no se toman medidas de control para este insecto las pérdidas en rendimiento pueden ser de hasta 70% (Kadri *et al.*, 2005).

El conocimiento de la biología, en el manejo adecuado de las plagas y la relación de esta con las variables climáticas, es de gran importancia para predecir sus diferentes estadios fisiológicos mediante el cálculo de unidades de calor, lo que permite conocer el número de generaciones anuales y su comportamiento poblacional a través del tiempo (Coria, 1999). Las unidades de calor y la temperatura umbral mínima para el desarrollo del thrips *tabaci* fueron determinadas por Edelson y Magaro (1988), con 179.6 y 11.5°C, respectivamente, para que thrips complete una generación de huevecillo hasta adulto.

Al cultivo de cebollín al igual que la cebolla, prefiere los climas cálidos, siempre que exista un buen suministro de agua, sin embargo también se cultivan con éxito en climas fríos. El cultivo de cebollín a diferencia de la cebolla requiere de mayor de humedad, sin embargo esta no debe ser excesiva, en especial cuando el cultivo está cerca de la cosecha y hay muchos pseudotallos y muy poca aireación dentro del cultivo. El riego puede ser por surco, aspersión o goteo, incluso la lluvia le favorece siempre que no sea excesiva (Solero, 2014).

El cebollín se desarrolla a temperaturas entre 13 y 28°C, requiere de exposición de luz solar de forma directa, en épocas frías la reproducción del cebollín debe realizarse en invernadero (Mutis, 2010). Se producen buenos rendimientos en

invernadero en climas fríos de 2,000 a 2,800 msnm. En cuanto al suelo; prefiere los suelos pesados, limosos, relativamente ricos en elementos minerales y poco húmíferos. (Villegas *et al.*, 2013).

2.5.2 Producción en México

México es la primera potencia productora de cebolla para consumo en fresco a nivel mundial con 1, 195, 818 toneladas registradas en 2009. En ese mismo año, los estados con mayor producción fueron Baja California (205,244 ton.), Chihuahua (157,846 ton.), Tamaulipas (153,623 ton.), Michoacán (134,402 ton.), Zacatecas (125,953 ton.) y Guanajuato (106,741 ton.), según datos de SAGARPA (2009).

Aproximadamente el 25% de la producción anual se destina a la exportación a Estados Unidos (228,000 ton. en 2010) y en menor medida a Canadá. México es el principal proveedor de cebolla a Estados Unidos, seguido a gran distancia por Perú (71,815 ton.), Canadá (57,052 ton.) y Chile (18,409 ton.) (SAGARPA, 2010).

La cebolla es la quinta hortaliza más importante que se cultiva en México. Se siembran cerca de 40 mil hectáreas y se producen arriba de 800 mil toneladas. Con esta producción, México se ubica entre los 10 principales productores de cebolla a nivel mundial. Anualmente se exportan alrededor de 176 mil toneladas a Estados Unidos que equivalen al 20% de la producción nacional, con un valor aproximado de 127 millones de dólares (INIFAP, 2011).

Durante el ciclo agrícola 2010, el rendimiento promedio fue de 27.8 toneladas por hectárea cosechada. El estado de Chihuahua reportó el mejor rendimiento con 38.2 toneladas, en tanto que el estado de Puebla fue la entidad que reportó un menor índice de rentabilidad con 14.9 toneladas por hectárea cosechada.

Con relación al grado de siniestralidad, se destaca que a nivel nacional se perdieron 4,104 hectáreas, lo que representó el 9.1 % del total de la superficie sembrada en el ciclo agrícola 2010. El estado que reportó mayor grado de siniestralidad en el cultivo de cebolla fue Michoacán que perdió 1,513 hectáreas que representaron el 40.8%

del total de la superficie sembrada, esto debido a la alta precipitación pluvial que se registró en los meses de julio y agosto del año 2010 en la entidad (SAGARPA, 2011).

Michoacán se ubica en el cuarto lugar desde el 2005 con una producción total media de 146,354.43 toneladas de cebolla, con una superficie sembrada de 4001.86 hectáreas, presentando un rendimiento de 36.91 ton/ha y un valor en miles de pesos de 360,252.64; aunque en el año 2010 hubo 93 ha siniestradas, tuvo una mejor producción que en el 2009 (SAGARPA, 2012).

Según las estadísticas registradas en los últimos 10 años (2001-2010) el cultivo de cebolla ha sido una de las actividades agrícolas más productivas en el municipio de Villamar, Michoacán. En el año 2002 se sembraron 1,315 hectáreas, siendo esta la superficie más alta sembrada en la década, con una producción total de 40,814.48 toneladas y un valor de producción de \$72, 412,000. A partir del 2002 la superficie sembrada de cebolla ha ido disminuyendo año con año. Sin embargo, en el año 2006 se sembraron 1,067 hectáreas con una producción de 41, 962.9 toneladas superando por más de \$120, 000,000 el valor de producción del año 2002. Este ha sido el valor de producción más alto en los últimos 10 años (SAGARPA, 2011).

En 2011 se sembraron 1,072 hectáreas, la cuales produjeron 40,939 toneladas de cebolla, este volumen representó el 26% de la producción estatal y ubicando a Michoacán en el cuarto lugar en producción de este cultivo en el país (SAGARPA, 2011).

El cultivo de cebolla en el municipio de Villamar se ha producido desde 1970. La mayoría de los productores cultivan y comercializan su propio cebollín y los pocos que no lo producen lo compran con los que lo comercializan (Comunicación personal con agricultores de Villamar).

3. JUSTIFICACION

Históricamente el estado de Michoacán ha destacado en la producción de cebolla, alcanzando en el 2012 una producción mayor de 155,000.00 toneladas, ocupando con esto el cuarto lugar a nivel nacional. El principal productor de cebolla en el estado de Michoacán es el municipio de Villamar el cual se encuentra en la región de la Ciénega de Chapala.

Debido a que el cultivo de cebolla es muy susceptible a plagas, los productores están obligados a utilizar plaguicidas en grandes cantidades. Estos agroquímicos llegan a cuerpos de agua por escurrimiento, infiltración y erosión de los suelos en lugares donde se han aplicado. También pueden mobilizarse por transporte tanto atmosférico como por escurrimiento durante lluvias o riego agrícola y, de esta manera, transportarse hacia cuerpos de agua, superficiales y subterráneos hasta contaminar agua y sedimentos (Ongley, 1996).

En el municipio de Villamar se utilizan diferentes tipos de plaguicidas tales como los organoclorados, piretroides, carbamatos y organofosforados. Los agricultores de esta región utilizan principalmente compuestos organofosforados tales como: metamidofos, clorpirifos, diazinón, malatión, paratión, entre otros. Debido a que estos han sido más eficientes en el combate y control de plagas. Sin embargo, este tipo de plaguicidas son neurotóxicos y no selectivos, ya que además de afectar al ser humano provoca daños a organismos benéficos en los ecosistemas.

Por otro lado, en relación a la inocuidad alimentaria, una de las principales razones de retención, rechazo y destrucción de productos alimenticios exportados a EUA y a otros países es la contaminación de estos por residuos de plaguicidas (FDA, 2009).

4. OBJETIVOS E HIPÓTESIS

4.1 Objetivo general

Evaluar la relación entre las características fisicoquímicas y la presencia de residuos de plaguicidas anticolinesterásicos en muestras de suelo de campos agrícolas del municipio de Villamar, Michoacán.

4.2 Objetivos específicos

- Caracterizar fisicoquímicamente el suelo y agua de riego en la zona de estudio
- Determinar la presencia de residuos de plaguicidas anticolinesterásicos en muestras de suelo y cebollín
- Analizar la asociación de los parámetros fisicoquímicos del suelo y la presencia de residuos de plaguicidas anticolinesterásicos usando pruebas estadísticas de correlación.

4.3 Hipótesis

La presencia de residuos de plaguicidas anticolinesterásicos en las muestras de suelo está asociada con el porcentaje de complejo coloidal (materia orgánica y porcentaje de arcilla) en las muestras de suelo.

5. DESCRIPCIÓN DEL ÁREA DE ESTUDIO

5.1 Localización geográfica

El estudio se realizó en la zona agrícola del municipio de Villamar en el estado de Michoacán, México. El municipio de Villamar está ubicado (Figura 5), entre los paralelos 19°52' y 20°07' de latitud norte; los meridianos 102°28' y 102°42' de longitud oeste; a una altitud entre 1 600 y 2 400 m. Con una extensión territorial de 352.39 Km². Colinda al norte con los municipios de Venustiano Carranza, Pajacuarán y Chavinda; al este con los municipios de Chavinda y Tangamandapio; al sur con los municipios de Tangamandapio, Tingüindín y Cotija; y al oeste con los municipios de Cotija, Jiquilpan y Sahuayo. Ocupa el 0.60% de la superficie del estado de Michoacán. Cuenta con 46 localidades y una población total de 15 512 habitantes (INEGI, 2012). El municipio de Villamar tiene una superficie agrícola de 206.20 Km² ocupando el 57.96% de la superficie total del municipio, y los cultivos principales son tomate, jitomate, cebolla y cebollín, y los granos como maíz, sorgo, trigo y cártamo (CONABIO, 2012).

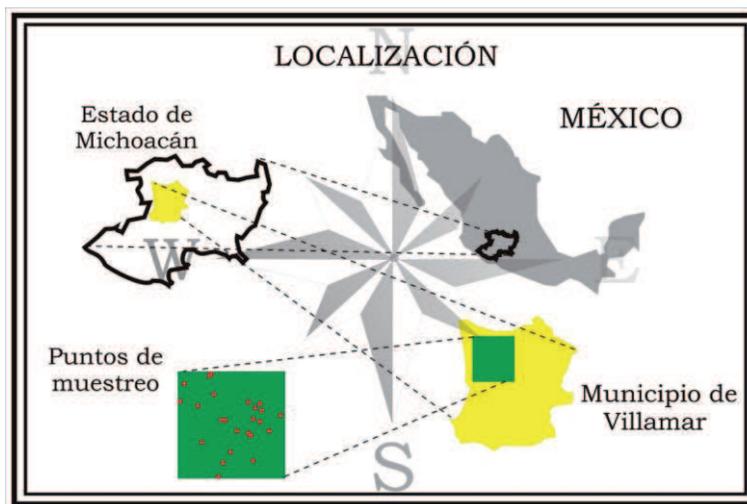


Figura 5. Ubicación del área de estudio: Zona agrícola del Municipio de Villamar, Michoacán, México. Fuente: Información CONABIO, 2012 y Elaboración propia

5.2 Características del sitio de estudio

5.2.1 Geología

En la región de estudio predominan fundamentalmente las rocas ígneas extrusivas básicas como basaltos (Figura 6), las cuales se ubican en la parte sureste, suroeste y noreste del municipio, en 67.6%. Estas rocas se caracterizan por tener alto contenido de magnesio, calcio o sodio en su composición química, son de grano fino (< 0.05 mm), y están constituidas por aproximadamente 50% de piroxeno, 50% de plagioclasa y hasta 5% de óxido de hierro, generalmente magnetita. Debido a que presentan una textura rugosa y porosa, este tipo de rocas son permeables y el agua puede penetrarlas con facilidad y transformarlas en suelo (Hall, 1987).

La Limolita-Arenisca es una forma endurecida de la arena, que se compone de granos de cuarzo, mica y fragmentos de rocas de grano fino, cuyo tamaño varía de $60 \mu\text{m}$ a 2 mm, cementados por otros minerales, con frecuencia por el cuarzo, calcita, óxidos de hidróxidos de hierro y arcilla. Este tipo de roca al disminuir el tamaño de su grano se convierte en limolita.

En la parte noroeste del municipio, un 32.4% de las variaciones en la porosidad de las rocas son causadas por el grado de cementación. Estas variaciones son de importancia geotécnica, ya que las areniscas porosas son buenos acuíferos, pero su rendimiento varía según su grado de porosidad. Por último, las rocas extrusivas intermedias (Andesitas) son de grano fino y están compuestas principalmente por feldespato blanco, feldespato Na-K, plagioclasa (> 3 mm de largo) y hornablenda (Paniukuv, 1981).

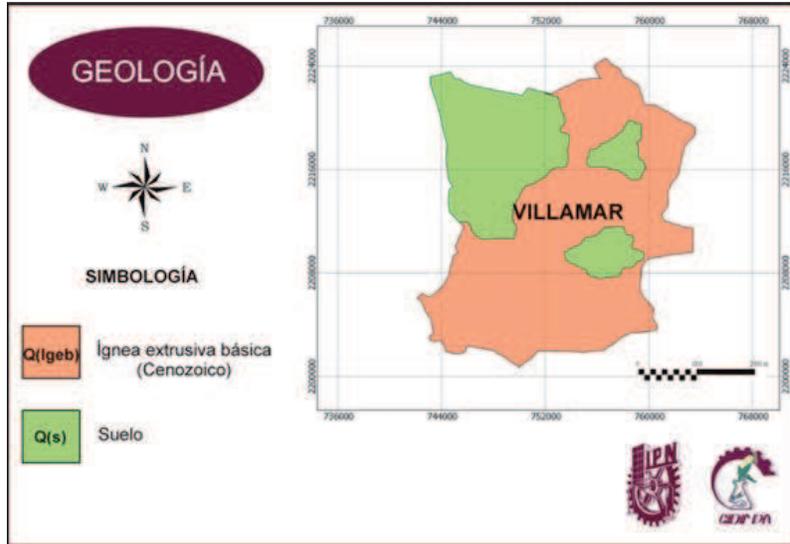


Figura 6. Geología del municipio de Villamar Michoacán.

Fuente: CONABIO, 2012, Elaboración propia

5.2.2 Clima

En la mayor parte del municipio de Villamar de acuerdo a la clasificación de Köppen modificada por García (1988), predomina un clima C(w1) Templado subhúmedo (Figura 7), con una temperatura media anual entre 12°C y 18°C, una temperatura del mes más frío entre -3°C y 18°C y una temperatura del mes más caliente menor a 22°C. La precipitación en el mes más seco es menor de 40 mm; las lluvias en verano tienen un índice de humedad Lag (índice P/T) entre 43.2 y 55 y el porcentaje de lluvias en invierno es del 5% al 10.2% del total anual.

En menor superficie del municipio prevalece el clima (A)C(wo) Semicálido subhúmedo, con una temperatura media anual mayor de 18°C, una temperatura del mes más frío menor de 18°C, y una temperatura del mes más caliente mayor de 22°C. Con una precipitación en el mes más seco menor de 40 mm; con lluvias en verano con un índice P/T menor de 43.2, y un porcentaje de lluvia invernal del 5% al 10.2% del total anual (CONABIO, 2012).

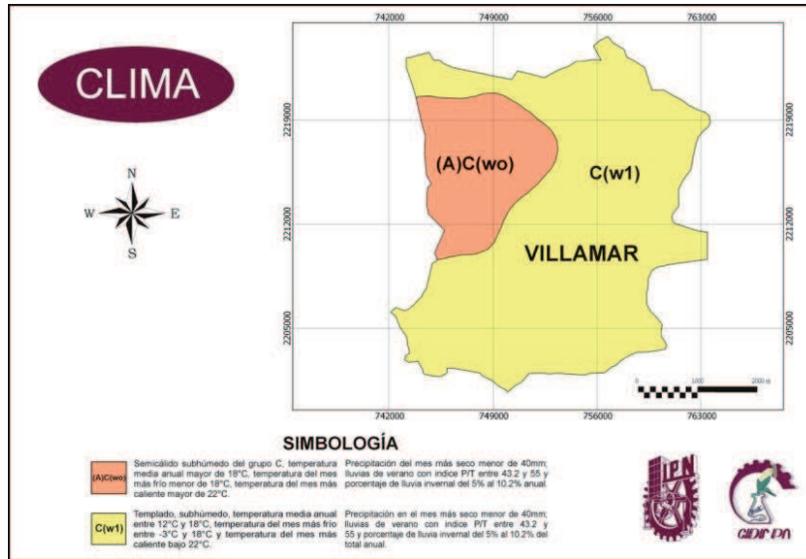


Figura 7. Clima del municipio de Villamar Michoacán
 Fuente: CONABIO, 2012, Elaboración propia

a) Precipitación

En el municipio de Villamar la precipitación se divide fundamentalmente en dos rangos, en la parte sur de su territorio el rango predominante se encuentra entre 800 a 1000 mm por año; mientras que en la parte norte, la precipitación oscila entre 600 y 800 mm (Figura 8) (CONABIO, 2012).

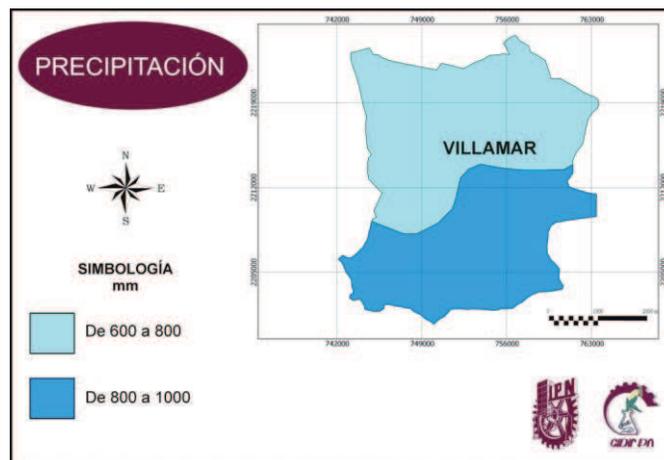


Figura 8. Precipitación en el municipio de Villamar Michoacán. Fuente: CONABIO, 2012, Elaboración propia

5.2.3 Vegetación y uso de suelo

El municipio de Villamar es parte de la Ciénega de Chapala donde se encuentra una rica variedad de vegetación (Figura 9). En la parte noroeste del municipio y en una pequeña porción de la parte suroeste se encuentra ubicado el ecosistema de Selva baja caducifolia en un 31.57%; en la zona noreste se encuentra ubicado el Pastizal inducido con 3.85%; en pequeñas porciones al sur y centro del municipio se ubica el Bosque de encino en un 0.97%; al centro del municipio se encuentra ubicado el Tular en un 0.56%; en la parte noroeste, centro y sur del municipio predomina el área Agrícola con 57.96%; y finalmente, las zonas urbanas ocupa un 1.84% ubicadas distribuidas por todo el municipio.

La mayor parte de la superficie del municipio no cuenta con la vegetación original, ya que se ha transformado en una importante zona agrícola, en la que se destacan cultivos como el trigo, maíz, cebada, sorgo, cártamo, jitomate, tomate, cebolla, calabaza, entre otros (CONABIO, 2012).

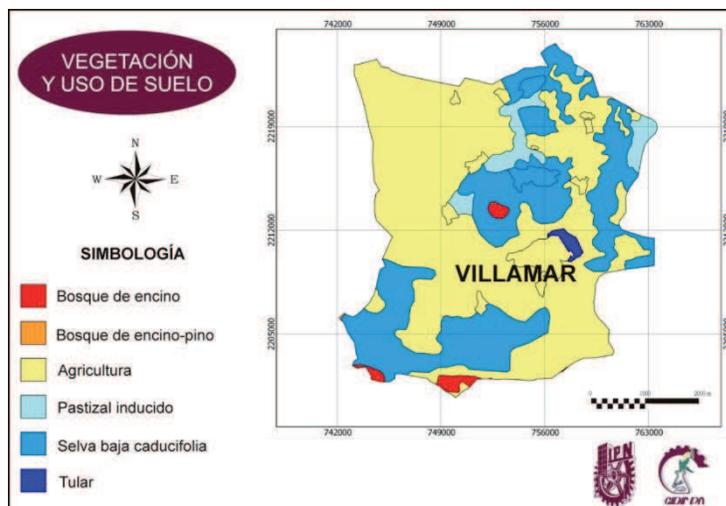


Figura 9. Vegetación y uso de suelo en el municipio de Villamar Michoacán. Fuente: CONABIO, 2012, Elaboración propia

5.2.4 Unidades y subunidades de suelo

Los suelos están íntimamente ligados con el tipo de rocas que se presenta en una zona (Figura 10). La predominancia de basaltos en una zona da como origen a Vertisoles, los cuales se encuentran ubicados en la mayoría del municipio en un 68.50%, estos suelos son arcillosos (>35% de arcilla), presentan grietas que se abren y se cierran periódicamente, contienen agregados en forma de cuña y son de naturaleza alcalina. Por otro lado, los luvisoles se localizan en la parte sureste del municipio en un 13.32%, estos suelos son también arcillosos, pero a diferencia de los vertisoles, presentan un horizonte argílico que presenta iluviación de arcilla. Los mejores suelos de la región son Feozems, ya que son abundantes en materia orgánica, ricos en bases >50 Porcentaje de Saturación de Bases (PSB) y sus estructura es granular; estos suelos se encuentran en el centro del municipio en un 5.04%. Finalmente, en la parte sur del municipio en un 7.35%, se encuentran los Litosoles clasificados como someros (Soil Survey Staff, 2006; WRB, 2006; Estrada, 2008; CONABIO, 2012).

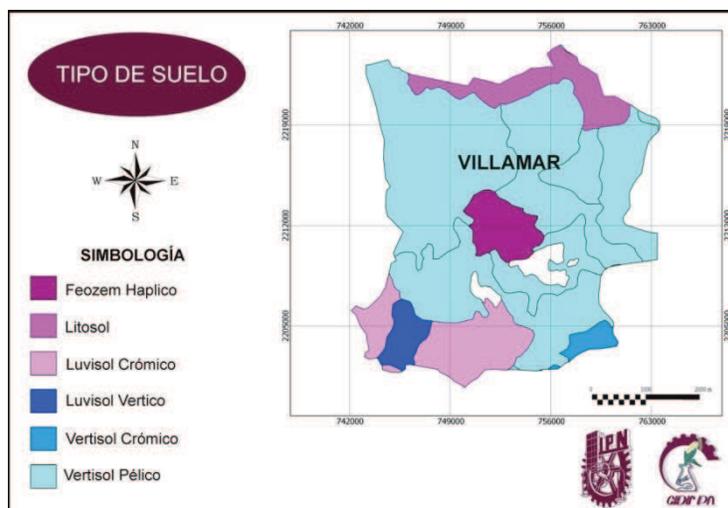


Figura 10. Unidades y subunidades de suelos en el municipio de Villamar Michoacán. Fuente: CONABIO, 2012, Elaboración propia

6. MATERIALES Y METODOS

Para la realización del presente estudio se consideraron los siguientes puntos:

6.1 Tamaño de muestra

Para el cálculo de tamaño de muestra representativa, se aplicó la fórmula general (1), con un nivel de confianza del 95%, un coeficiente de seguridad de 1.96, una precisión del 3% y una proporción de 5% (McMillan y Schumacher, 1993). La ecuación utilizada fue:

$$n = \frac{N * Z^2 * p * q}{d^2 * (N - 1) + Z^2 * p * q} \quad (1)$$

Dónde:

n= tamaño de muestra

N= Total de la población

Z= Coeficiente de seguridad

q= Nivel de confianza

p= Proporción esperada

d= Precisión

6.2 Selección de los sitios de muestreo

Con información proporcionada por el representante de la casa ejidal del municipio de Villamar, se realizó una lista de los productores cebolleros, registrándose 22 productores activos. Posteriormente, se realizaron visitas periódicas a los productores, con la finalidad de aplicar una encuesta previamente elaborada (Anexo 1). Se obtuvo información sobre las actividades que desarrollan en los diferentes tipos de cultivos que realizan (cebolla, maíz, sorgo, cártamo, tomate y jitomate), el manejo de agroquímicos, el tiempo que tiene produciendo cebolla, los costos de producción, los estudios de investigación que se han realizado en sus parcelas y el

personal capacitado con el que cuentan para la producción de sus cultivos. Además se realizaron recorridos por los campos agrícolas para observar las labores en el cultivo de cebolla y cebollín. Para la aplicación de las encuestas se utilizó un método de muestreo no probabilístico conocido como muestreo intencional o de conveniencia (McMillan *et al.*, 1993), ya que en este estudio fue preciso seleccionar intencionalmente a los productores que cumplieran con las especificaciones requeridas para dicho estudio. Por ejemplo, corroborar que las parcelas cumplieran con los requisitos de no fertilización y no fumigación, antes de la toma de muestras e inicio del ciclo de cultivo. En total se incluyeron 24 parcelas, la mayoría de ellas con un área de cuatro hectáreas, las cuales suman 113 hectáreas muestreadas de un total de 537.

6.3 Obtención de muestras

6.3.1 Agua

El muestreo de agua se llevó a cabo durante la mitad del ciclo del cultivo de cebolla (20/08/2012 al 13/09/2012). Las muestras de agua se colectaron utilizando procedimientos de acuerdo al tipo de fuente de abastecimiento a monitorear. En el caso de un dren, un frasco muestreador con capacidad de 1 L se introdujo, se abrió, se llenó y se cerró dentro del cuerpo de agua tal y como lo describe Salgado *et al.*, (2006); y para el monitoreo de agua de pozo, la tubería fue purgada previamente durante 10 minutos antes de la toma de la muestra. En total se colectaron 10 muestras de dren y seis de perforación, las cuales fueron transportadas inmediatamente al laboratorio a una temperatura de 4°C.

6.3.2 Suelo

En los sitios seleccionados para la toma de muestras de suelos, se realizó un muestreo en zig-zag (Figura 11) obteniéndose 20 sub-muestras por hectárea a una profundidad de 0-20 cm (Figura 12). Las sub-muestras de suelo obtenidas fueron homogenizadas en una tina y mediante la técnica “cuartos opuestos” (Figura 13)

(Bertranena *et al.*, 2005) se tomó una muestra compuesta de aproximadamente dos kilogramos. El muestreo se realizó antes de la fertilización, fumigación y siembra del cultivo de cebolla (Salgado *et al.*, 2006).

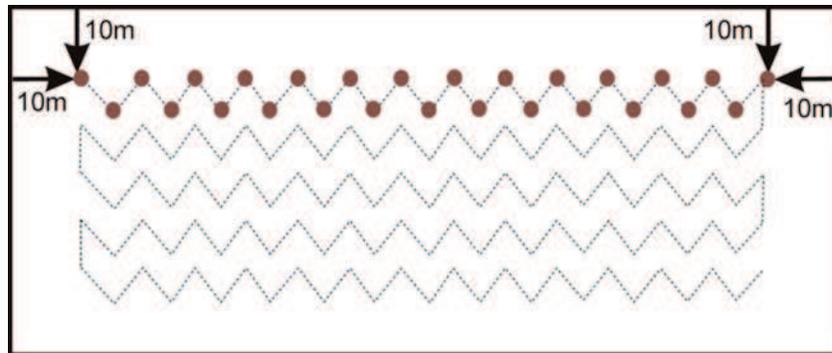


Figura 11. Muestreo de suelo en zig-zag. Fuente: Elaboración propia.

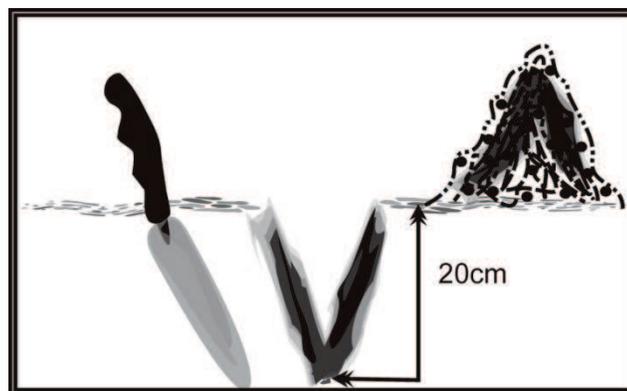


Figura 12. Muestreo de suelo de 0-20 cm de profundidad. Fuente: Elaboración propia

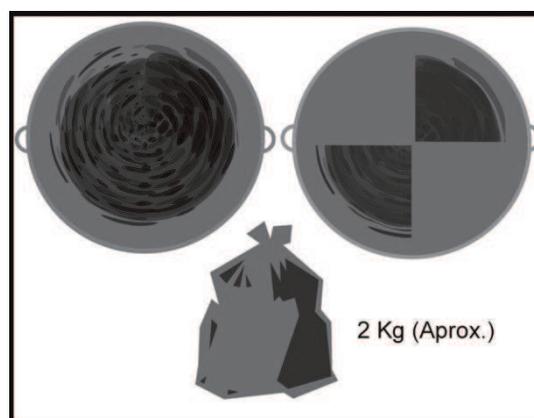


Figura 13. Obtención de la muestra compuesta por la técnica "cuartos opuestos". Fuente: Elaboración propia

Las muestras compuestas fueron trasladadas inmediatamente al laboratorio a temperatura ambiente para su posterior análisis fisicoquímico.

6.3.3 Cebollín (*Allium shoenoprasum*)

La toma de muestras de cebollín fue al azar. Aproximadamente se tomaron racimos de 2 kg de las cosechas de cebollín de siete de los agricultores con mayor producción, quienes además, se encargan de comercializar el cebollín a los demás productores de la región, la toma de muestra fue el día 9 de septiembre de 2012.

6.4 Análisis de Laboratorio

6.4.1 Agua

a) Caracterización fisicoquímica

A las muestras de agua recolectadas, se les realizaron las siguientes determinaciones; pH: método potenciométrico (Willard *et al.*, 1974; Bates, 1983); conductividad eléctrica (CE): método conductimétrico (Ansorena, 1994); alcalinidad: método titulométrico con ácido sulfúrico (APHA, 1992; NMX-AA-036-SCFI-2001); cloruros: método argentométrico (APHA, 1992; NMX-AA-073-SCFI-2001); sulfatos: método turbidimétrico (APHA, 1992; NMX-AA-074-1981); y sodio, potasio, calcio y magnesio: por espectrofotometría de absorción atómica/FLAAS (APHA, 1992).

Con las concentraciones obtenidas de sodio y calcio se determinó la Relación de Adsorción de Sodio, aplicando la fórmula 2:

$$RAS = \frac{Na^+}{\sqrt{(Ca^{+2}+Mg^{+2})/2}} \quad (2)$$

Dónde:

Na^+ = concentración de sodio en meq/L

Ca^{+2} = concentración de calcio en meq/L

Mg^{+2} = contenido de magnesio en meq/L

Posteriormente, se realizó la clasificación del agua de riego con base a las normas de Riverside y empleando el nomograma de clasificación de Richards (1956), en el cual se utilizan los datos de CE y de la relación de adsorción de sodio (RAS). Los valores de estos dos parámetros fueron localizados en el nomograma y al cruzar las pendientes de ambos valores se obtuvo la clasificación del agua de riego (Richards, 1954).

6.4.2 Suelo

Previamente, al análisis de las muestras en el laboratorio, las muestras de suelo se extendieron en hojas de papel cascarón y se secaron al aire libre y en la sombra, durante 2 semanas como lo describe Waliszewski e Infazón, (2003). Las muestras ya secas, se colocaron poco a poco a una tabla donde se hizo la trituración de las partículas con un mazo de madera, y se pasaron a través de un tamiz de 2.0 mm. Por último, las muestras de suelo fueron almacenadas en bolsas de plástico para su posterior análisis fisicoquímico.

a) Determinación de parámetros fisicoquímicos

En el laboratorio, las muestras de suelo fueron analizadas para la determinación de las siguientes propiedades: textura: método Bouyoucos (Alcázar *et al.*, 1994); densidad aparente: método de la probeta (Aguilera y Martínez, 1996); pH y conductividad eléctrica: método del extracto de saturación (Ansorena, 1994); porcentaje de materia orgánica (%MO): método walkley-black (Alcázar *et al.*, 1994); fósforo: método olsen (Van Reeuwijk, 1999); cationes intercambiables (CI) y capacidad de intercambio catiónico (CIC) usando $\text{CH}_3\text{COONH}_4$ 1N a pH 7 (Sumner y

Miller, 1996); y nitrógeno total determinado indirectamente con base al porcentaje de materia orgánica de la cual el nitrógeno (N) constituye alrededor del 5% (Durán *et al.*, 1994).

Para la interpretación de los análisis se utilizó como guía la norma NOM-021-SEMARNAT-2000, que establece las especificaciones para los estudios de fertilidad y salinidad (SEMARNAT, 2000).

6.4.3 Determinación de residuos de plaguicidas anticolinesterásicos

El método analítico para la determinación de residuos de plaguicidas anticolinesterásicos fue previamente validado y básicamente consistió en la extracción de los residuos en muestras de suelo y en el análisis espectrofotométrico de los extractos obtenidos.

a) Procedimiento de extracción

Antes de la determinación de los residuos anticolinesterásicos, las muestras de suelo fueran sometidas a un procedimiento de extracción de acuerdo a la Figura 14. En matraces Erlenmeyer se colocaron 20 gramos de las muestras de suelo y se les agregó 50 mL de acetona; posteriormente, las muestras se sometieron a agitación en un LAB ROTATOR modelo 1345 durante 10 minutos, transcurrido el tiempo las muestras fueron filtradas a través de papel Whatman No. 1 y los extractos fueron recolectados en vasos de precipitados de 100 mL. Posteriormente los vasos con los extractos se colocaron en un baño maría Cole Palmer a una temperatura entre 35 y 40°C hasta evaporar todo el disolvente. Los residuos se resuspendieron con 2.5 mL de agua destilada, los extractos obtenidos fueron sometidos a agitación durante 1.5 minutos en un vortex Barnstead Thermolyne modelo Maxi Mix II y finalmente fueron transferidos a un tubo cónico de 15 mL (Arreola y Yáñez, 2012).

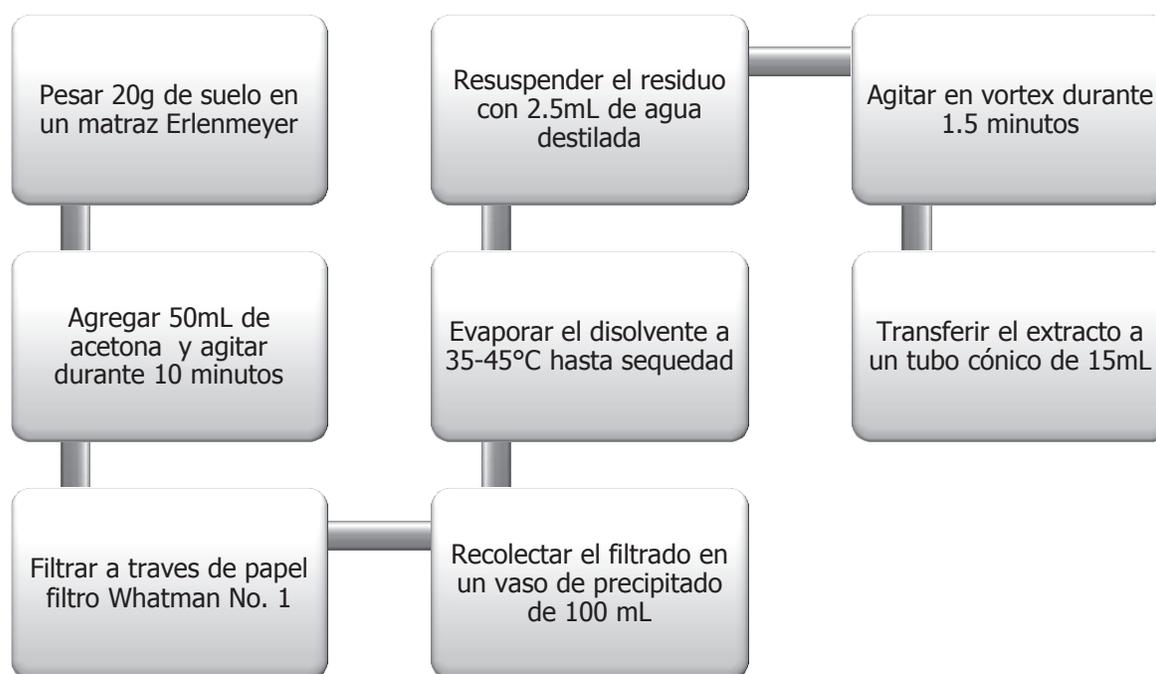


Figura 14. Procedimiento de extracción de plaguicidas anticolinesterásicos en muestras de suelo

b) Determinación espectrofotométrica

Para la determinación de los plaguicidas anticolinesterásicos se utilizó un método el cual consistió en una determinación espectrofotométrica sencilla, reproducible y rápida. Además, en este método las muestras no requieren de pre-tratamientos tediosos y costosos para la preparación de las muestras. Este método no cuantifica ni identifica plaguicidas específicos ya que es un método indirecto, el cual con base al porcentaje de inhibición de la enzima butirilticolinesterasa indica la presencia de residuos de plaguicidas anticolinesterásicos (organofosforados y carbamatos) como grupo, tanto en matrices ambientales como biológicas. Algunos estudios han empleado este método para la determinación de plaguicidas anticolinesterásicos en muestras de agua de lluvia (Hamers *et al.*, 2000), y de suelo (Arreola y Yáñez, 2012).

El método espectrofotométrico utilizado para el análisis de los residuos de plaguicidas, se basa en la determinación de la actividad colinesterásica de acuerdo al método Ellman (Ellman *et al.*, 1961) modificado por Yáñez *et al.*, 2011. Esta reacción consiste en la hidrólisis de la acetiltiocolina, catalizada por la butiriltiocolinesterasa (BChE) de suero de rata Winstar (Anexo 2), formándose como productos tiocolina y ácido acético. La tiocolina liberada reacciona en medio alcalino (pH=8.0) con el ácido 5,5 ditiobis 2-nitrobenzoico (DTNB) produciéndose el ditiobisnitrobenzoato (compuesto de color amarillo) el cual es medido espectrofotométricamente a una longitud de onda de 405 nm durante 3 minutos. La velocidad de aparición del color amarillo es directamente proporcional a la actividad enzimática de la BChE en la muestra analizada. Las disoluciones utilizadas para las determinaciones se describen en el Anexo 3. La reacción se lleva a cabo a una temperatura de 25°C, cuando el suero se incuba con un extracto de suelo contaminado con plaguicidas anticolinesterásicos, éstos inhiben la enzima del suero de rata, por lo que no se lleva a cabo o se ve disminuida la reacción de hidrólisis de la acetiltiocolina, por lo que no se genera o se ve disminuida la generación de tiocolina y como consecuencia no hay formación del complejo amarillo. La cantidad de luz absorbida por el extracto a 405 nm es inversamente proporcional a la concentración de plaguicidas, es decir, entre mayor sea la concentración de éstos, menor será la actividad de la enzima y por lo tanto habrá menor formación del complejo amarillo.

Finalmente, se determinó el porcentaje de inhibición de la enzima BChE para lo cual se obtuvieron cuatro lecturas con intervalos de un minuto por cada muestra; se calculó el promedio de las diferencias entre lecturas y esto se multiplicó por 5964.17 (Anexo 4) obteniéndose así la actividad enzimática del extracto de suelo. Posteriormente se aplicó la fórmula 3, donde a la actividad colinesterásica determinada en el suero de rata, la cual representa el 100% de la actividad enzimática registrada, se le restó la actividad enzimática del extracto del suelo y se dividió entre la actividad enzimática del suero de rata utilizado.

$$\% \text{ Inhibición} = 100 - \frac{(\text{Act. enzimática en suelo})(100)}{(\text{Act. enzimática en suero})} \quad (3)$$

En la Figura 15 se esquematiza el procedimiento espectrofotométrico para la determinación de residuos de plaguicidas anticolinesterásicos.

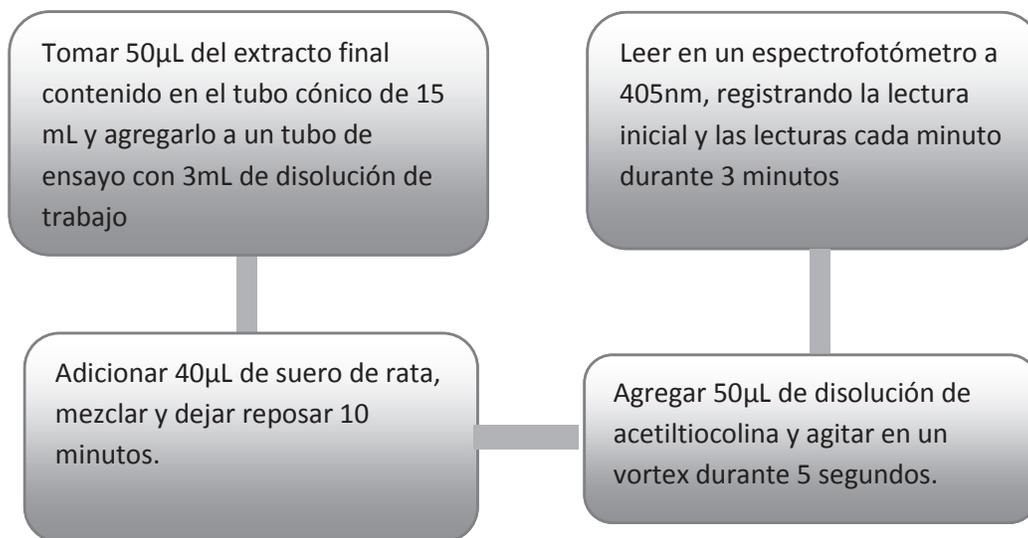


Figura 15. Procedimiento espectrofotométrico para la determinación de residuos de plaguicidas anticolinesterásicos

c) Validación del método analítico

Con la finalidad de establecer la confiabilidad de los resultados obtenidos en la determinación de los residuos de plaguicidas anticolinesterásicos en suelo; previamente, se realizó la validación del método analítico, evaluándose los siguientes parámetros: repetibilidad, reproducibilidad, linealidad y límite de detección del método. También se analizó un control de calidad (muestra de suelo control, fortificada con un plaguicida anticolinesterásico) en cada lote de muestras problema. Para estimar estos parámetros se realizaron tres curvas de calibración de metamidofos en “suelo control” y para ello, se recolectaron muestras de suelo de un área jardinada de una zona residencial de la ciudad de San Luis Potosí. Las muestras de suelo obtenidas fueron sometidas a una temperatura de alrededor de 200 °C en un horno de laboratorio durante 24 horas. Transcurrido este tiempo, las muestras ya frías fueron sometidas a un proceso de molienda utilizando un mortero,

después fueron pasadas a través de un tamiz y finalmente se almacenaron en frascos de vidrio ámbar identificados como “suelo control”.

Empleando metamidofos comercial, el cual es uno de los insecticidas más utilizados en el combate de plagas en el cultivo de cebolla y cebollín en el municipio de Villamar, Michoacán (comunicación personal con productores de Villamar, 2013), se prepararon disoluciones patrón de este plaguicida (0.01, 1, 10, 100, y 1000 $\mu\text{g}/\text{mL}$) en agua destilada a partir de las cuales se fortificaron las diferentes concentraciones en suelo.

Inicialmente, se construyeron curvas de calibración por triplicado pesando porciones de 20 g de “suelo control” en matraces Erlenmeyer, las cuales fueron fortificadas con las disoluciones de metamidofos en agua en un mínimo de cinco puntos de concentración (0.00001, 0.001, 0.01, 0.1 y 1.0 mg/g suelo). Posteriormente, las muestras fortificadas se mantuvieron a 4°C en la obscuridad durante un período de 24 horas, con la finalidad de permitir la adsorción del plaguicida en las muestras. Concluido este tiempo, las muestras de suelo fortificadas con las disoluciones de metamidofos, además de un control negativo (suelo sin metamidofos) fueron sometidas a los procedimientos de extracción y análisis para la determinación de residuos de plaguicidas anticolinesterásicos, de acuerdo a lo indicado en los puntos a y b de este apartado.

Se considera que un método es lineal cuando en un intervalo de concentración determinado la respuesta (en este caso el porcentaje de inhibición de la enzima BChE) es directamente proporcional a la concentración del analito. Para evaluar la linealidad, se calcularon los coeficientes de correlación, las pendientes y las ordenadas al origen para cada una de las curvas de calibración.

La precisión se refiere al grado de concordancia entre un número de mediciones independientes obtenidas bajo las mismas condiciones analíticas. La precisión se evaluó con la repetibilidad y la reproducibilidad del método mediante el análisis de

tres réplicas, calculándose el coeficiente de variación del porcentaje de inhibición de la enzima BChE obtenido del análisis por triplicado de muestras de suelo fortificadas con metamidofos a diferentes concentraciones en un mismo día y bajo las mismas condiciones analíticas; y la reproducibilidad del método se determinó en función del porcentaje del coeficiente de variación de las pendientes obtenidas de las tres curvas de calibración.

El límite de detección es la cantidad o concentración mínima de sustancia que puede ser detectada con fiabilidad por un método analítico determinado, es decir, sería la concentración mínima obtenida a partir de la medida de una muestra (que contiene el analito) que seríamos capaces de discriminar de la concentración obtenida a partir de la medida de un blanco, o sea, de una muestra sin analito presente (Eurachem Guide, 1998). Para estimar este parámetros se realizaron tres curvas de calibración de metamidofos en “suelo control” y se calculó de acuerdo al método descrito por Miller y Miller (2004).

Por cada lote de 12 muestras problema, se analizó un control de calidad, el cual consistió en una muestra de “suelo control” fortificado con metamidofos (0.001mg/g suelo) y se construyó una gráfica de control de calidad con los valores del porcentaje de inhibición de la BChE de todos los controles analizados. Adicionalmente, en cada lote de muestras se analizó un blanco de método.

d) Análisis de las muestras problema

Las 24 muestras de suelo problema fueron sometidas a los procedimientos de extracción y análisis para la determinación de residuos de plaguicidas anticolinesterásicos como se indica en los incisos a) y b) de este apartado.

6.4.4 Determinación de residuos de plaguicidas anticolinesterásicos en cebollín (*Allium schoenoprasum*)

Las muestras de cebollín fueron picadas con la ayuda de un procesador de alimentos marca moulinex durante 10 segundos para obtener pedazos pequeños de aproximadamente 2 mm, los cuales se homogenizaron y guardaron en bolsas plásticas con sello hermético. Las muestras se conservaron en refrigeración protegidas de la luz hasta el momento de su análisis.

Las 9 muestras de cebollín problema fueron sometidas al procedimiento de extracción como se indica en el inciso a) del apartado 6.4.3 modificando solo el tiempo de extracción de 10 minutos a 2 horas para el caso de las muestras de cebollín y análisis espectrofotométrico se realizó de la misma manera como se indica en el inciso b) del apartado 6.4.3.

La validación de método analítico para la determinación de residuos de plaguicidas anticolinesterásicos en cebollín, se realizó de la misma manera como se indica en el inciso c) del apartado 6.4.3, empleando como matriz control, muestras de cebollín fresco comercializado por la cadena de tiendas HEB de San Luis Potosí, México.

6.5 Análisis Estadístico

Se elaboró una base de datos con los valores de las propiedades fisicoquímicas obtenidas del análisis de las muestras de suelo y agua. Se calcularon las medidas de tendencia central y de dispersión; posteriormente se aplicaron las pruebas estadísticas correspondientes. Debido a que las variables evaluadas en este trabajo son explicativas y continuas se determinaron los coeficientes de correlación de Pearson y mediante la aplicación de modelos de regresión lineal múltiple se evaluó la asociación entre dichas variables. El análisis estadístico se realizó con el software R V. 2.12.2, utilizando un nivel de significancia de $p < 0.05$.

7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

7.1 Ubicación de los sitios de muestreo

La zona agrícola del municipio de Villamar consta de 20,620 ha. En la Figura 16 se observa la ubicación de los sitios de muestreo, los cuales se seleccionaron mediante la información arrojada en las encuestas.

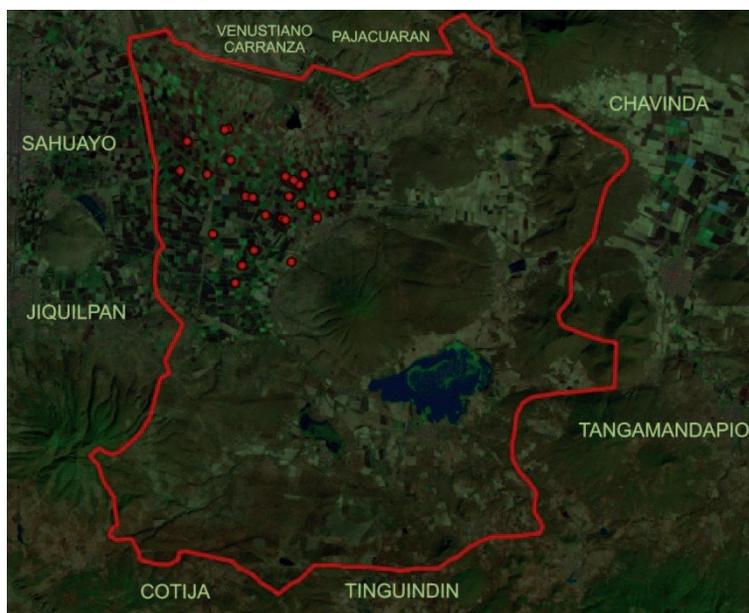


Figura 16. Ubicación de los sitios de muestreo.
(Fuente: elaboración propia con datos de CONABIO, 2011).

7.2 Información obtenida en la aplicación de encuestas

Los productores de la zona agrícola de Villamar cuentan con una antigüedad máxima de 24 años produciendo el cultivo de cebolla, el 20% de los productores comparten algunas técnicas que implementan para una mejor producción. Una de estas técnicas es que la variedad de semilla que utilizan depende del clima en la temporada de cultivo, ya que conocen las particulares de cada variedad en base a los estudios de monitoreo donde se representan las características de cada una de estas (Figura 17 y 18).



Figura 17. Estudio de caracterización de variedades de semilla de cebolla



Figura 18. Estudio de caracterización de variedades de semilla de cebolla

Por parte de los agricultores de la región se desconocen estudios de investigación que se hayan implementado en el área agrícola de Villamar; para ellos fue de gran reconocimiento que se les tomara en cuenta en estudios de este tipo, algunos mencionaron que estos se deberían presentar con mayor frecuencia por la importancia económica que tiene el cultivo de cebolla a nivel regional y estatal.

En cuanto al control fitosanitario, el 100% de los productores encuestados controlan las plagas, enfermedades y malezas del cultivo de cebolla y cebollín con productos químicos (Anexo 5); con plaguicidas del tipo de los organofosforados, carbamatos y piretroides; en la Figura 19 se muestran los más utilizados y el porcentaje de productores que los usan.

Las primeras cuatro barras en color verde corresponden a los insecticidas recomendados por SAGARPA (2011) para los cultivos de cebolla y cebollín, las cinco barras en rojo corresponden a los productos no recomendados para dichos cultivos, es decir, la mayoría de los productores no respetan lo sugerido por SAGARPA, en cuanto a los paquetes tecnológicos para cultivos; esto es necesario para tener un mayor control en el uso de plaguicidas para la seguridad ambiental e inocuidad de las cosechas.

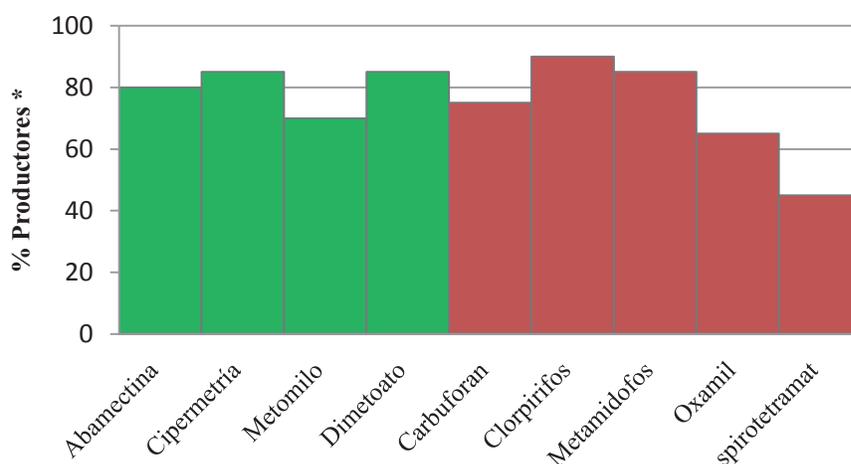


Figura 19. Productos químicos para el control fitosanitario en cultivo de cebolla y cebollín. (Fuente: Datos obtenidos de encuestas aplicadas a productores de cebolla, Villamar 2012. *Porcentaje de productores que aplican el insecticida)

La mayoría de los productores respetan las dosis de aplicación de los plaguicidas para el control fitosanitario en los cultivos ya mencionados, sin embargo, no toman en cuenta el momento adecuado para la aplicación. Según COFEPRIS (2010) la aplicación adecuada de los productos fitosanitarios se realiza cuando se presentan los primeros focos de ataque, para evitar la generación de plagas resistentes a los productos aplicados; contrario a esto, los productores los aplican preventivamente, lo que genera que algunos de los huevecillos presentes al momento de la aplicación generen resistencia a las próximas aplicaciones de éste y otros similares. Cuando esto sucede, los productores deben recurrir a químicos cada vez más tóxicos para poder controlar dicha plaga.

Con base a lo observado en el área de estudio, se verificó que los productores faltan a las buenas prácticas agrícolas que se plantean para el mejoramiento de los métodos convencionales de producción tal y como lo marca SENASICA, (2014), desde la planeación del cultivo hasta la cosecha. Estas prácticas son de gran importancia para el buen uso y manejo de los plaguicidas, se controla y protege el cultivo, el ambiente y al trabajador.

Las prácticas agrícolas que realizan los productores en la zona de estudio, están encaminadas a contribuir a un buen manejo en la labor agraria, sin embargo, falta mucho por hacer para poder lograr las buenas prácticas agrícolas y ver los beneficios que éstas aportan; por ejemplo, el uso racional de fitosanitarios trae como beneficio el mantener y conservar el suelo y la biodiversidad; estas y otras acciones son las que se buscan en la implementación de las buenas prácticas agrícolas las cuales son implementadas y certificadas por SENASICA (2014).

La información obtenida sobre los costos de producción del cultivo de cebolla, demuestra que las ganancias son dependientes de muchos factores, entre ellos el clima en la región, lo que repercute en la incidencia de plagas y enfermedades que van a dar origen a las altas aplicaciones de productos químicos, al igual que en la fertilidad del suelo, esto debido a que alteran el equilibrio de la micro flora y fauna del

suelo necesarios para el desarrollo de las plantas afectando gravemente su fertilidad y por ende la producción agrícola (Martínez *et al.*, 1992).

El costo total estimado para la producción de una hectárea en el cultivo de cebolla fue de 70 mil pesos (SAGARPA, 2013), esto incluyó todo lo necesario para el buen desarrollo del cultivo desde la preparación del terreno, hasta la mano de obra para la cosecha, con una tecnología de riego por goteo, semilla mejorada y fertilización (GMF).

Los productores de cebolla en la región se arriesgan a únicamente sacar el costo de inversión con una pequeña ganancia, ya que si el precio unitario está a más de \$1.70/kg, ellos determinan que “ya es negocio”, obviamente esto depende del rendimiento, la totalidad de hectáreas sembradas y del costo de inversión.

La mayoría de los productores mencionaron que el año 2006 fue uno de los mejor pagados de la década, ya que el precio unitario se elevó a \$18/kg, con un rendimiento promedio de 50 toneladas por hectárea y un gasto inicial de \$40,000; obteniendo una ganancia mayor al 2000% del costo de inversión. Curiosamente, las estadísticas (SAGARPA, 2011) marcaron que ese año se presentó una baja considerable en la producción del cultivo de cebolla en el estado de Chihuahua, éste es uno de los estados con mayor preferencia de los compradores tanto nacionales como extranjeros, debido a que implementan las buenas prácticas agrícolas, dando así lugar a productos de mejor calidad, un bajo impacto sobre el ambiente y la salud de los trabajadores.

7.3 Clasificación de agua de riego de acuerdo a su calidad química

Con base a los resultados de la calidad química de los suelos de la región, es probable que se conozca la calidad química del agua de riego o viceversa. Estrada *et al.* (2008) demostraron que existe relación significativa entre la calidad química del agua y suelo en el área de estudio e incluso coinciden algunos parámetros de los suelos y del agua de riego, ya que el agua es el principal vehículo tanto de los nutrientes como de los contaminantes en el suelo (Aguilera y Martínez, 1996).

Para el presente estudio se analizaron un total de 16 muestras de agua de riego, de las cuales 11 fueron de dren y cinco de pozo profundo, estos son los dos tipos de fuentes de abastecimiento de agua que se utilizan para el riego en la región.

7.3.1 Conductividad eléctrica (CE)

Por lo que respecta a la conductividad eléctrica se presentaron valores entre 0.2 y 1.1 dS/m cuya distribución general se observa en la Figura 20.

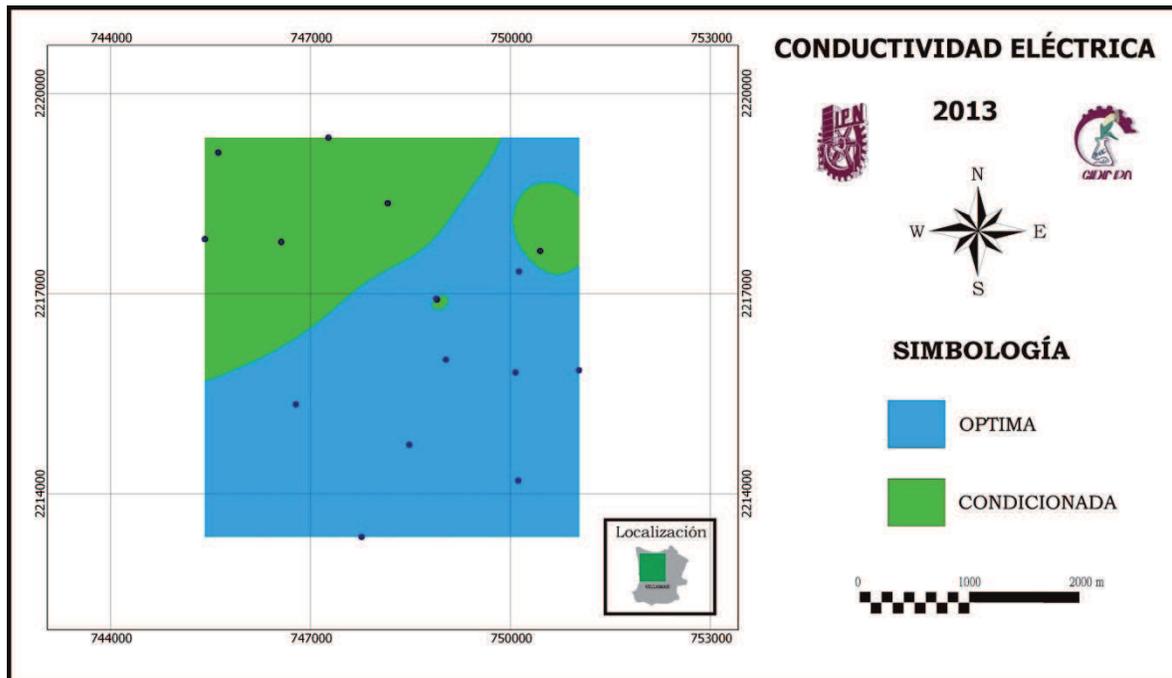


Figura 20. Distribución de la conductividad eléctrica en agua de riego.

Nueve de las muestras incluyendo las cinco de pozo profundo presentaron CE menor a 0.75 dS/m las cuales se clasifican como óptimas y las siete muestras restantes presentaron CE entre 0.8 y 1.1 dS/m clasificadas como condicionadas (Ayers y Wescot, 1987). Las aguas de riego condicionadas se pueden utilizar para riego siempre y cuando se tomen ciertas medidas, una muy importante es utilizar un sistema de riego donde el agua no esté en contacto con la parte aérea de la planta evitando así la adsorción de sales por las hojas, esta medida la llevan a cabo en la región, ya que todos los productores cuenta con sistema de riego por goteo; por otro lado este tipo de agua también puede ser utilizada en cultivos tolerantes a la

salinidad, lo cual no es aplicable en el caso de la cebolla y cebollín, ya que sus cultivos no toleran la salinidad (Hamlet, 2001).

Con base a lo mencionado por Silva *et al.* (2006) de que los pozos perforados sobre roca volcánica en la zona de estudio registran valores de CE menores de 1.0 dS/m, por el contrario, en aquellos pozos que extraen agua de horizontes lacustres, las conductividades llegan a ser de hasta 4.5 dS/m, por lo que representan un alto riesgo para la agricultura regional.

7.3.2 Salinidad efectiva (SE)

La salinidad efectiva se refiere a la estimación real que representaron las sales solubles del agua de riego al incorporarse a la solución del suelo. La distribución de los valores se muestra en la Figura 21.

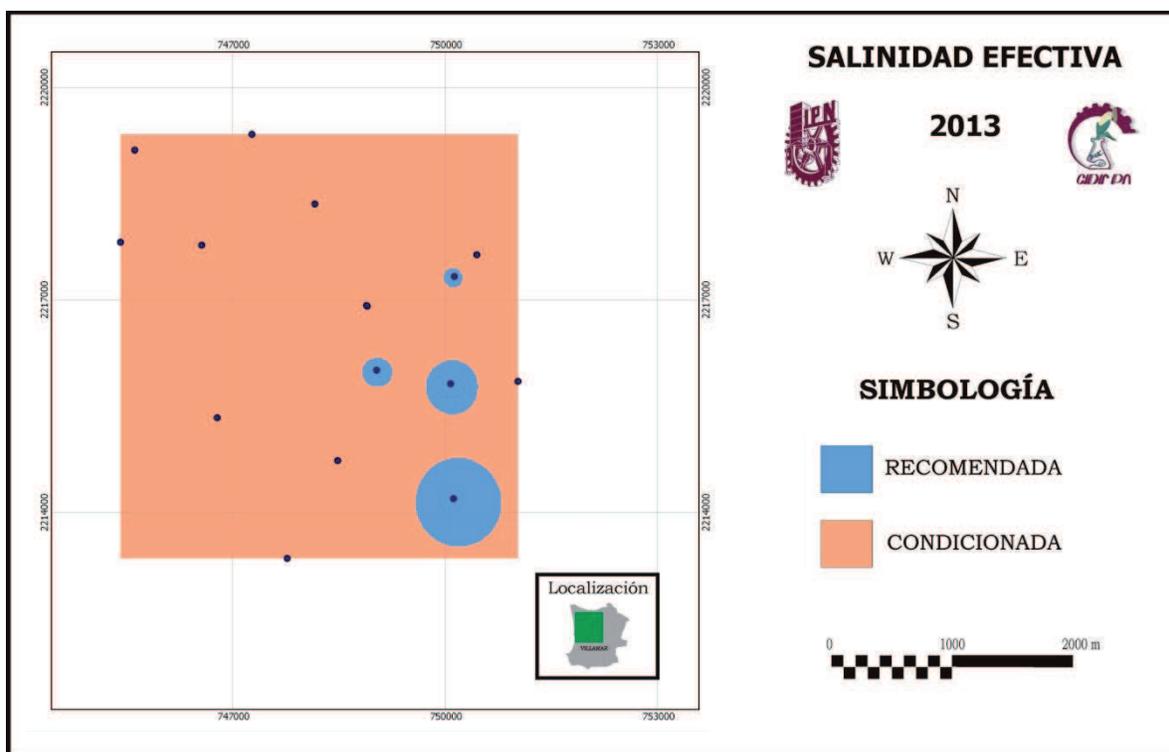


Figura 21. Salinidad efectiva en agua de riego

De acuerdo a la salinidad efectiva, los resultados muestran que un gran porcentaje de las muestras de agua analizadas está condicionado para su uso agrícola; sin

embargo, los agricultores las siguen utilizando. Tres de las muestras de pozo profundo y una de dren se dicen recomendadas para uso agrícola con una SE < 3 meq/L y las 12 restantes con SE entre 3 y 15 meq/L se clasifican como condicionadas (Ayers y Wescot, 1987).

7.3.3 Potencial de hidrogeno (pH)

En cuanto al pH del agua de riego, se presentaron valores entre 7.2 y 8.4. Ocho muestras de agua se clasificaron como óptimas (7.2-7.5) y las muestras restantes fueron clasificadas como fuertemente alcalinas (7.6-8.4), la distribución de estas muestras se presenta en la Figura 22.

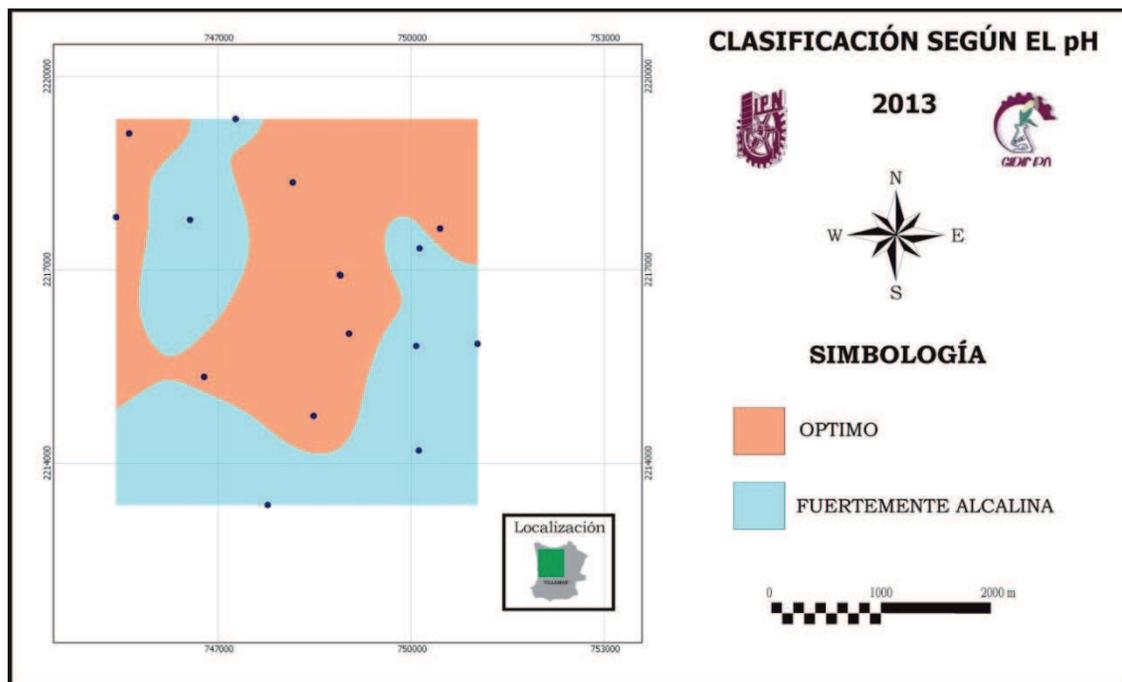


Figura 22. Clasificación según el pH del agua de riego

El pH óptimo para una mejor disponibilidad de nutrientes para las plantas está comprendido entre 5 y 7.5 (García, 2005). Un pH fuera de este intervalo, es un indicador de una mala calidad del agua o de la presencia de algún ion tóxico (Al, Na, Cl, entre otros). Al igual que en el suelo la disponibilidad de los micronutrientes puede ser severamente reducida por un pH elevado del agua de riego (Arévalo et al., 2008). Ocho de las muestras analizadas se encuentran fuera del rango óptimo de pH

(7.6-8.4). Se observó una correlación indirecta entre el pH y el contenido de calcio, magnesio y bicarbonato de sodio en el agua ($r=-0.766$, $r=-0.618$, $r=-0.657$; Pearson, $p>0.05$); probablemente debido a que a pH altos se modifica la solubilidad de algunos iones ocasionando la precipitación y la poca o nula solubilidad en el agua (Arévalo *et al.*, 2008).

7.3.4 Calidad química del agua de riego

Para conocer la calidad del agua para riego, se utilizó la clasificación de Richards (1956) la cual se basa en el diagrama de Wilcox (Figura 23), que relaciona la conductividad eléctrica (CE) y la relación de adsorción de sodio (RAS), para obtener el tipo de agua de riego: agua apta para riego, agua utilizable para riego con precauciones y agua no apta para riego.

Los valores de RAS obtenidos en el área de estudio oscilaron entre 0.4 y 3.9 meq/L lo que refleja que, en términos del elemento sodio, la totalidad de las muestras de agua no presentan peligrosidad para los cultivos (Gasca *et al.* 2010).

En la Figura 23, se puede observar que nueve de las muestras de agua se clasificaron como C2-S1, aguas de buena calidad aptas para el riego, con un riesgo medio a la salinidad y bajo riesgo a la sodicidad; por otro lado las siete muestras restantes son de clase C3-S1, aguas utilizables para el riego con ciertas precauciones, con un alto riesgo de salinidad y bajo riesgo de sodicidad.

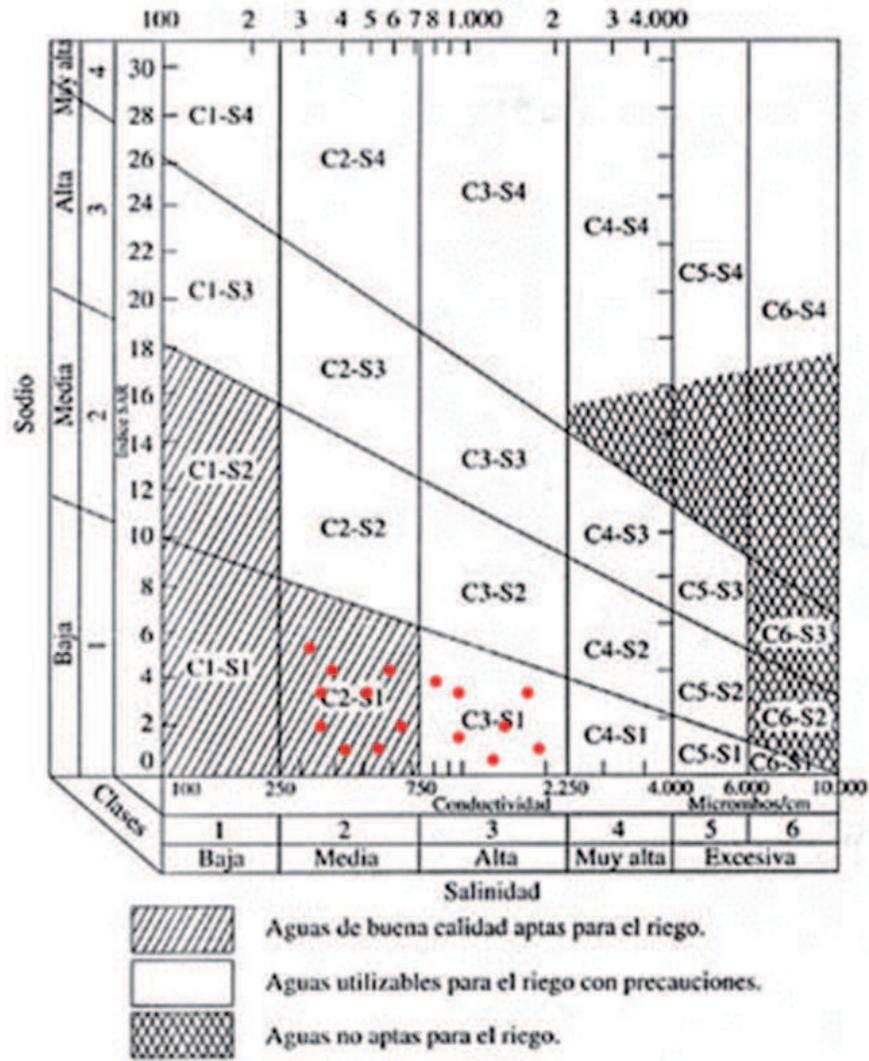


Figura 23. Diagrama de Richards para clasificación de agua de riego

Pla (2006) afirmó que los beneficios derivados del riego de suelos agrícolas pueden no ser sostenibles debido a la afectación de los suelos por sales, con una pérdida parcial o completa de su capacidad productiva. Debido a esto los productores que tienen una mayor producción de cultivo de cebolla tienen su propia fuente de agua, cinco de ellos cuentan con agua de pozo profundo con una calidad C2-S1 la cual corresponde a aguas de buena calidad aptas para el riego. Mientras que los productores restantes se abastecen de agua de drenes aledaños a sus parcelas, las cuales presentan una calidad C3-S1; este tipo de agua tiene un alto riesgo de

salinidad y pueden ser utilizadas pero con algunas precauciones (Álvarez *et al.* 2013).

En el caso del sitio de estudio; el cultivo de cebolla y cebollín son caracterizados por su sensibilidad a la salinidad (CE de agua de riego < 0.8 dS/m) (Solero, 2014), por lo que el uso de este tipo de aguas se debería restringir, aunque se pueden utilizar en cultivos tolerantes a la salinidad y con buenas condiciones de drenaje, también pueden ser usadas con sistemas de riego que permitan mantener continuamente un estado de humedad en el sistema de raíces (Hamlet, 2001).

Tomando en cuenta la clasificación de Palacios y Aceves (1994) que se muestra en la Tabla 6, un gran porcentaje del agua actualmente utilizada, debe considerarse como condicionada para su uso en la agricultura.

Tabla 6. Tipos de agua y su categoría

Tipo	Categoría	SE (meq/L)	CE (dS/m)	RAS (meq/L)
1	Recomendada	<5	<0.75	<10
2	Condicionada	5-15	0.75-2.25	10-25
3	No recomendada	>15	>2.25	>25

SE: salinidad efectiva; CE: conductividad eléctrica; RAS: relación de adsorción de sodio

Siete de las muestras analizadas se clasifican en el agua tipo 1, nueve muestras se clasifican como condicionadas, con respecto al RAS todas las muestras se encuentran dentro de la categoría recomendada.

Todas las aguas de riego, superficiales o subterráneas, contienen en mayor o menor medida sales solubles, sodio, cloro, boro y otros elementos que en ciertas situaciones pueden llegar a ser tóxicos (Ayers y Westcot, 1987). Sin embargo, el comprender la relación entre las propiedades del suelo, la calidad del agua de riego y las prácticas de manejo de los suelos resulta vital para la sostenibilidad de la agricultura aun cuando el agua de riego sea de mala calidad.

Según Silva *et al.* (2006) y Estrada *et al.* (2008) las aguas de la región en general se encuentran dentro de las categorías recomendada y condicionada, lo que concuerda con los resultados del presente estudio.

7.4 Caracterización física del suelo

En general la clase textural de los 24 suelos estudiados es arcilla con un porcentaje que varía de 56 a 82%, esto debido a que en la zona de estudio predominan los suelos vertisol (CETENAL, 1974). En cuanto a la densidad aparente (Dap) del suelo se presentan valores de 1.02 a 1.49 g/cm³; según el Departamento de Agricultura de los Estados Unidos (USDA, por sus siglas en inglés) (1998) es posible obtener un valor aproximado de la Dap de un suelo por medio del valor de la textura, los valores de Dap para suelos de clase textural arcilla son de 1.25 a 1.45 g/cm³, se describe que para un suelo con un porcentaje de arcilla de entre 35 y 50% le corresponde una Dap de entre 1.35 y 1.45 g/cm³ por lo que para un porcentaje de arcilla de 50 a 65% los valores de Dap son de 1.25 a 1.35 g/cm³. Por otro lado Vega (1993) menciona que las densidades que presentan los suelos en estudio son buenas para la fertilidad del suelo ya que representan un espacio poroso de 63 a 48%, es decir a menor densidad aparente mayor será el espacio poroso en el suelo para el movimiento del agua, crecimiento y penetración de raíces de las plantas. Estadísticamente se presentó una correlación negativa entre materia orgánica (MO) y Dap ($r=-0.774$; Pearson, $p>0.05$) probablemente debido a que la Dap se incrementó como producto del intenso laboreo agrícola al cual se someten cultivos de hortalizas como lo es el caso de la cebolla en Villamar (Pacheco *et al.*, 1986), cabe mencionar que algunos componentes de la MO son mayormente responsables de la formación y estabilización de los agregados del suelo, no obstante Buckman y Brady (1966) aseguran que el espacio poroso total se incrementa a medida que las partículas del suelo son más finas, sin embargo, un alto contenido de partículas finas y poca cantidad de materia orgánica provocan el aumento considerado de Dap presentándose la relación negativa entre el contenido de MO y la Dap. Las propiedades físicas antes descritas de los suelos se presentan en el Tabla 7.

Tabla 7. Propiedades físicas de los suelos

Muestras	%Arcilla	%Limo	%Arena	Clase textural	Dap (g/cm³)
1	68.16	18	13.84	Arcilla	1.32
2	58.16	26	15.84	Arcilla	1.43
3	62.16	20	17.84	Arcilla	1.25
4	63.8	16	20.2	Arcilla	1.22
5	76.16	8	15.84	Arcilla	1.28
6	78.16	8	13.84	Arcilla	1.32
7	62.16	14	23.84	Arcilla	1.02
8	71.8	12	16.2	Arcilla	1.25
9	75.8	10	14.2	Arcilla	1.32
10	59.8	26	14.2	Arcilla	1.39
11	73.8	8	18.2	Arcilla	1.25
12	75.8	10	14.2	Arcilla	1.19
13	65.8	16	18.2	Arcilla	1.16
14	68.16	14	17.84	Arcilla	1.19
15	70.16	14	15.84	Arcilla	1.19
16	82.16	10	7.84	Arcilla	1.25
17	69.08	14	16.92	Arcilla	1.19
18	69.08	14	16.92	Arcilla	1.16
19	56.16	22	21.84	Arcilla	1.32
20	65.08	22	12.92	Arcilla	1.28
21	71.08	12	16.92	Arcilla	1.25
22	65.08	16	18.92	Arcilla	1.04
23	64.16	18	17.84	Arcilla	1.09
24	82.16	4	13.84	Arcilla	1.32

En la zona de estudio predominan suelos del tipo vertisol pélico y, en menor medida, el Vertisol crómico (CETENAL, 1974). Estos suelos se caracterizan por su estructura masiva y su alto contenido de arcilla, la cual es expandible generalmente del tipo montmorillonita con baja susceptibilidad a la erosión y alto riesgo de salinización (INEGI, 2006).

7.5 Caracterización química del suelo

7.5.1 Conductividad eléctrica (CE)

La interpretación del nivel de salinidad de los suelos, se realizó tomando en cuenta la norma oficial NOM-021-SEMARNAT-2000, que establece las especificaciones de fertilidad y salinidad en función de la conductividad eléctrica. En la Tabla 8, se muestra la asociación entre la conductividad eléctrica y el contenido de sales.

Tabla 8. Interpretación de la salinidad del suelo con base a la conductividad eléctrica según la NOM-021-SEMARNAT-2000

Efectos de la salinidad en suelos	
Conductividad Eléctrica (dS/m a 25°C)	Efectos en el suelo
<1.0	Salinidad despreciable
1.1-2.0	Ligeramente salino
2.1 - 4.0	Moderadamente salino
4.1 – 8.0	Suelo salino
8.1 – 16.0	Fuertemente salino
>16.0	Muy fuertemente salino

En la Figura 24 se muestra la distribución de los niveles de salinidad en los suelos de Villamar en función de la CE. Se destaca de manera general, que los rangos de salinidad para la zona agrícola de Villamar oscilan de salinidad despreciable a moderadamente salino (0.1 – 4.0 dS/m), lo que concuerda con lo dicho por Estrada *et al.* (2008). Cuatro de los sitios presentaron salinidad moderada, nueve son ligeramente salinos y 11 presentan salinidad despreciable. Hay ciertas partes en la región que presentan salinidad moderada y extrema, debido a la cercanía con la zona geotérmica de los negritos que influye en el contenido de sales (Silva *et al.*, 2006).

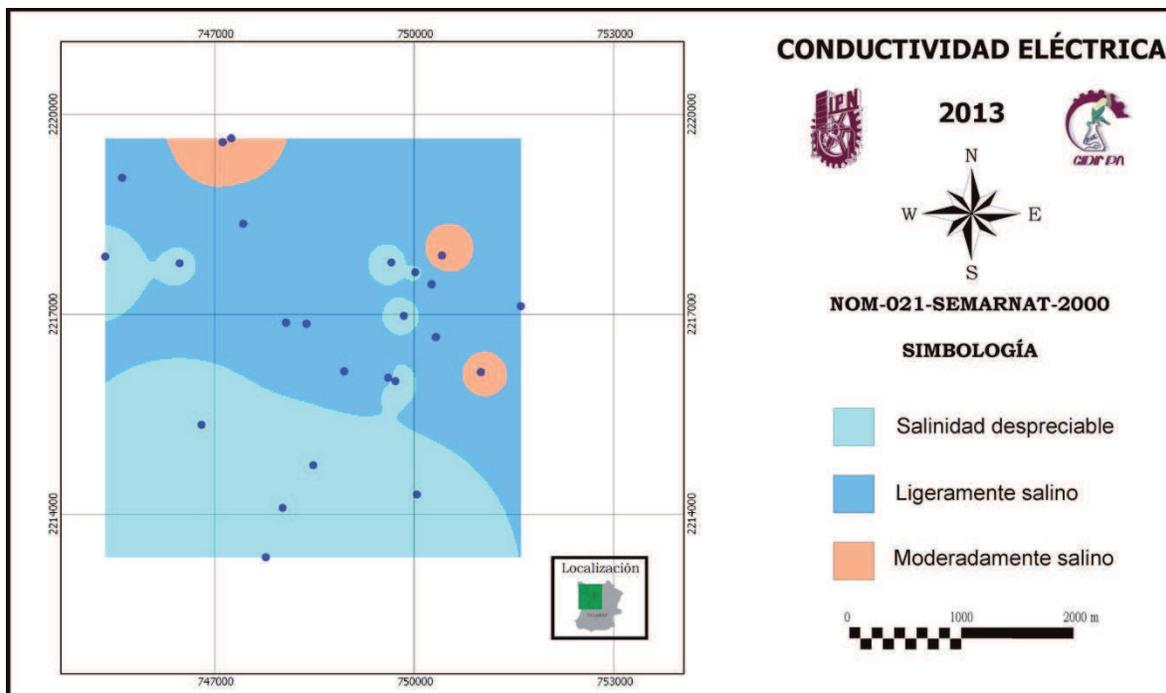


Figura 24. Distribución de los niveles de salinidad en suelo

Según Gasca (2010), el aumento en la CE es debido a las cargas catiónicas por el abuso en las aplicaciones de productos químicos y sales provenientes del agua de riego de mala calidad, lo que probablemente afecta en la zona de estudio. Haynes y Rietz (2006) relacionaron la productividad de algunos cultivos con el PSI, RAS, pH y CE del suelo. Indicaron que el incremento de la salinidad y sodicidad deriva en una disminución progresiva de la comunidad microbiana que sería menos eficiente metabólicamente. Los resultados probaron que la agricultura como inductor de la salinidad y sodicidad no solo influye en las características químicas y físicas del suelo, sino también reduce la calidad del suelo por inhibición de los procesos microbiológicos y bioquímicos. Esto en definitiva, disminuye la fertilidad y el suministro de nutrientes. En cuanto a la producción agrícola de la región se presentan mermas significativas en los cultivos de hortalizas debido a que estos se caracterizan por su exigencia en cuanto a nutrientes en el suelo (SAGARPA, 2013). Estadísticamente se presentó una relación significativa entre la CE, el porcentaje de materia orgánica y las partículas finas del suelo (PF) ($r=0.692$, $r=0.752$; Pearson, $p>0.05$), probablemente debido a que algunos componentes de la MO son

mayormente responsables de la formación y estabilización de los agregados del suelo, generando poros y macroporos continuos (Lal, 2004), aumentando así la capacidad de conducir la corriente eléctrica del suelo. Martínez *et al.* (2009), explicaron que la fuerte correlación CE-MO-PF fue debido a que la MO juega un papel significativo en el mantenimiento de las propiedades físicas del suelo y que está asociada a una acumulación de nutrientes y retención de agua, factores que tienen relación directa con la CE. La conducción de la electricidad en los suelos se realiza principalmente a través de los poros del suelo, rellenos de agua entre sus partículas (Simón *et al.*, 2013). Los suelos con mayor porcentaje de PF tienen un importante contacto partícula-partícula y mayor número de poros pequeños que retienen agua con mayor fuerza y por más tiempo, por lo que permiten conducir mejor la electricidad (Rhoades *et al.*, 1989), comparado con los suelos que tienen mayor contenido de partículas de arena (Farahani y Flynn, 2007; Shaner *et al.*, 2008). La relación positiva entre CE y PF es consistente con previos estudios (Sudduth *et al.*, 2003; Corwin *et al.*, 2006).

La principal afectación de la salinidad en el suelo de Villamar es la capacidad de succión de agua por las plantas, ya que estas sales aumentan la presión osmótica de la solución del suelo. Según Rhoades *et al.* (1989) y Maas (1990) la tolerancia relativa del cultivo de cebolla respecto a la salinidad, se clasifica como sensible. Por lo que es importante tomar en cuenta métodos de remediación del suelo para evitar las mermas en producción por este motivo; tal como lo recomienda SAGARPA, (2013) en los manuales de buenas prácticas agrícolas como guía para los agricultores.

7.5.2 Potencial de Hidrogeno en suelo

De acuerdo a la NOM-021-SEMARNAT-2000, el pH de los suelos varía de moderado a fuertemente alcalino (7.8 a 9), como se observa en la Figura 25; los suelos seleccionados para este trabajo son de uso agrícola, según lo observado por Real *et al.* (2009) es probable que el pH se haya afectado por las prácticas agrícolas que se llevan a cabo en estos suelos. Químicamente la alcalinidad del suelo afecta la

disponibilidad de algunos macro y micronutrientes necesarios para las plantas. El fierro se convierte en oxido ferroso por la cantidad excesiva de iones hidroxilo (OH^-) en suelo y de esta forma no está disponible para las plantas. Además Hamlet (2001) menciona que un elevado pH en el suelo provoca que los niveles de calcio y magnesio, a su vez, puedan causar la precipitación del fósforo del fertilizante, ocasionando la poca disponibilidad de éste para las plantas. Arévalo *et al.* (2008), aseguran que el pH es el único factor edáfico que interactúa con la disponibilidad de todos los micronutrientes.

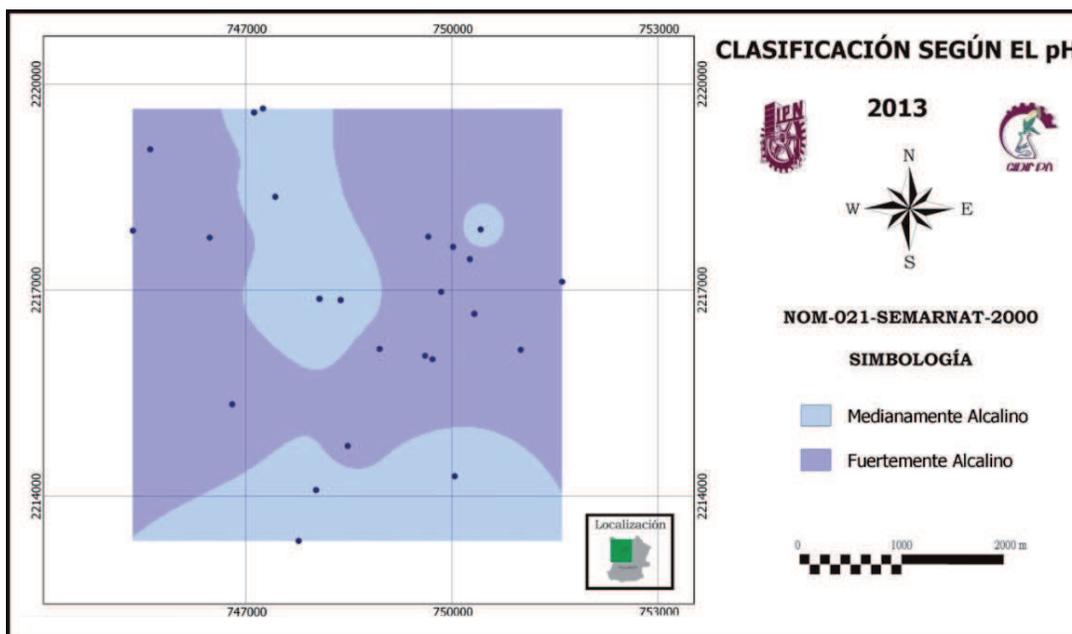


Figura 25. Clasificación del suelo según el pH

Suelos con pH elevado (> 8.5) reflejan la acumulación de sodio con hidrólisis alcalina (bicarbonatos y carbonatos) como lo señalan varios investigadores (Cruz y Coleman, 1975; Gupta y Abrol, 1990; Guerrero *et al.*, 2002, 2004 y 2007). Según Jaurixje *et al.* (2013), el pH es altamente regulado por la fracción coloidal del suelo (arcilla y MO) y los cationes de intercambio (Ca, Mg, Na y K) asociados a ella; esta es posiblemente la razón del pH tan alto en los suelos de Villamar, puesto que según los resultados obtenidos en el presente estudio, estos se caracterizan por las altas concentraciones de sales solubles, principalmente sodio y potasio; cabe mencionar que los resultados de Estrada *et al.* (2008) mostraron que el contenido de sales disueltas en la solución

del suelo de esta zona, está vinculada al ambiente termal que se presenta, sin embargo estadísticamente el pH no mostró relación con otros parámetros del suelo en este estudio ($r = -0.0736$ a 0.4523 ; Pearson, $p < 0.05$).

7.5.3 Porcentaje de materia orgánica (MO)

La materia orgánica presente en los suelos estudiados presentó un rango de valores medios y altos (1.8-4.5%); los cuales son buenos gracias a la aplicación de abonos naturales por parte de los agricultores. En la Figura 26 se muestra la distribución del contenido de MO en la zona de estudio.

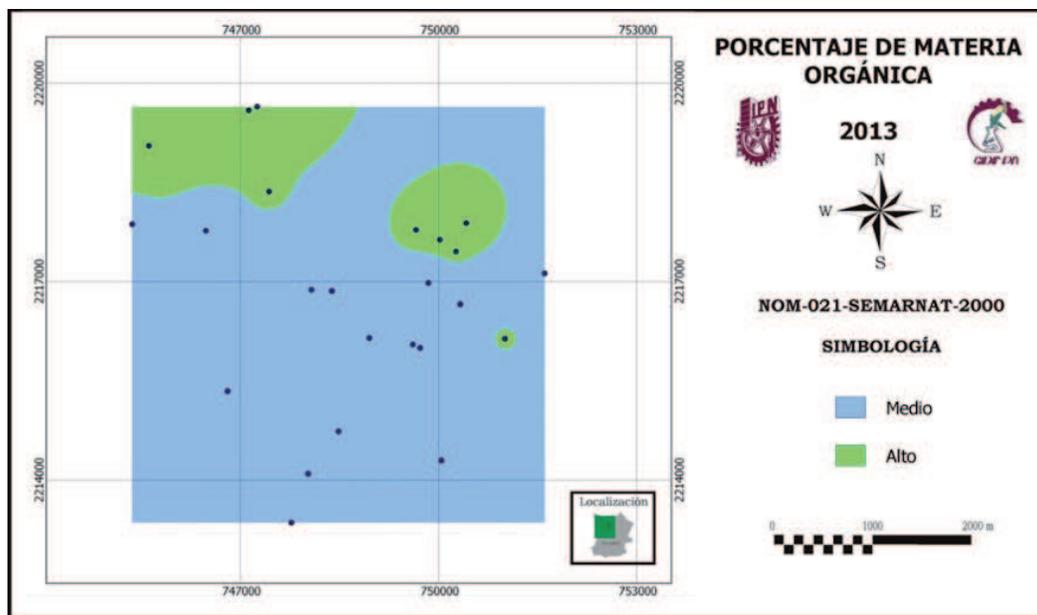


Figura 26. Porcentaje de materia orgánica en suelo

En los sitios con mayor porcentaje de MO se presentó una mejor estructura del suelo, tal y como lo aseguran los productores del municipio de Villamar con base a sus experiencias. Nueve de los sitios muestreados presentaron un contenido de MO entre 3.6 y 6.0% los cuales se clasifican como altos y los 15 sitios restantes presentaron un contenido entre 1.6 y 3.5% clasificado como medio. Guerrero *et al.* (2007) mencionan que el remedio efectivo contra la alcalinidad de los suelos es la aplicación de MO, la cual es un importante amortiguador que reduce las fluctuaciones de la acidez y de la disponibilidad de nutrientes en el suelo. En la zona

de estudio se presentaron problemas de alcalinidad, sin embargo en el análisis de correlación el pH no presentó relaciones significativas con ningún parámetro del suelo; Pearson, $p > 0.05$).

Según Álvarez (2001) el nivel de MO depende del clima, tipo de suelo y del manejo que se le dé, como labranza, rotación de cultivos, fertilización, entre otros. Estadísticamente el contenido de materia orgánica de los suelos en la región presentó relación directa y significativa ($r=1$) con el contenido de Nitrógeno total (N) en el suelo esto fue debido a que el N constituye alrededor del 5% de la materia orgánica (Durán *et al.*, 1994). La materia orgánica en el suelo está ligada a la cantidad, tipo y actividad microbiana; así mismo, es ampliamente reconocida la importancia de la contribución de la materia orgánica en el mantenimiento de la fertilidad y en la sostenibilidad de la productividad del suelo (Malavolta *et al.*, 1991).

7.5.4 Concentración de Sodio

La concentración en sodio se puede medir en la solución del suelo o bien en el complejo de intercambio. En el primer caso se denomina relación de adsorción de sodio (RAS) y en el segundo se refiere al porcentaje de sodio intercambiable (PSI). La relación de adsorción de sodio en el suelo es un parámetro que refleja la posible influencia del ion sodio sobre las propiedades del suelo, ya que tiene efectos dispersantes sobre los coloides del suelo y afecta a la permeabilidad (Gasca, 2010). Tamhane (1986) asegura que el ion sodio ocasiona problemas de toxicidad ya que disminuye la filtración del agua ocasionando poca disponibilidad para las plantas. Estos efectos adversos no dependen sólo de la concentración de sodio sino también del resto de los cationes (Ca y Mg). En la zona de estudio se presentaron rangos de PSI que variaron de -0.5 a 4.9 mientras que los de RAS oscilaron entre 0.8 a 4.5.

Los valores de PSI en la zona de estudio presentaron valores < 15 clasificando a los suelos como normales, así mismo el RAS < 10 los clasifica como suelos sin peligro a la sodicidad. Al-Busaidi y Cookson (2003) afirman que los suelos únicamente pueden tener un pH superior a 8,4 si contienen cantidades importantes de sodio intercambiable; sin embargo los 24 suelos presentaron PSI bajo y el pH oscilo entre 8

y 9 con base a esto es probable que el pH elevado de los suelos sea ocasionado por el origen del suelo y no por el contenido de sodio. El RAS de los suelos en estudio no presenta problema, clasificándolos como suelos con baja peligrosidad sódica; así mismo se determinó el PSI; este dato se comprobó con la determinación del PSI del suelo tomando en cuenta las aguas de riego con la ayuda del nomograma (Palacios y Aceves, 1994) donde se confirmó la ausencia de sodicidad en los suelos.

7.5.5 Macronutrientes

En la mayoría de los cultivos, las necesidades de macronutrientes (en forma asimilable de los elementos N-P-K) de las plantas son superiores a las existentes en el suelo, por lo que se precisa hacer aportaciones de los mismos. En general los contenidos de nitrógeno, fosforo y potasio en los suelos de la región son buenos (medios y altos), gracias a la fertilización química y orgánica que aplican los agricultores de la región. En particular el contenido de nitrógeno (Figura 27) en tres de los sitios es muy bajo (0.09%), 17 con un contenido medio (0.1-0.15%) y los cuatros restantes con un contenido alto (0.15-0.25%), estas concentraciones de nitrógeno total en los suelos indican la proliferación adecuada de microorganismos benéficos al suelo (Rashid, 2006).

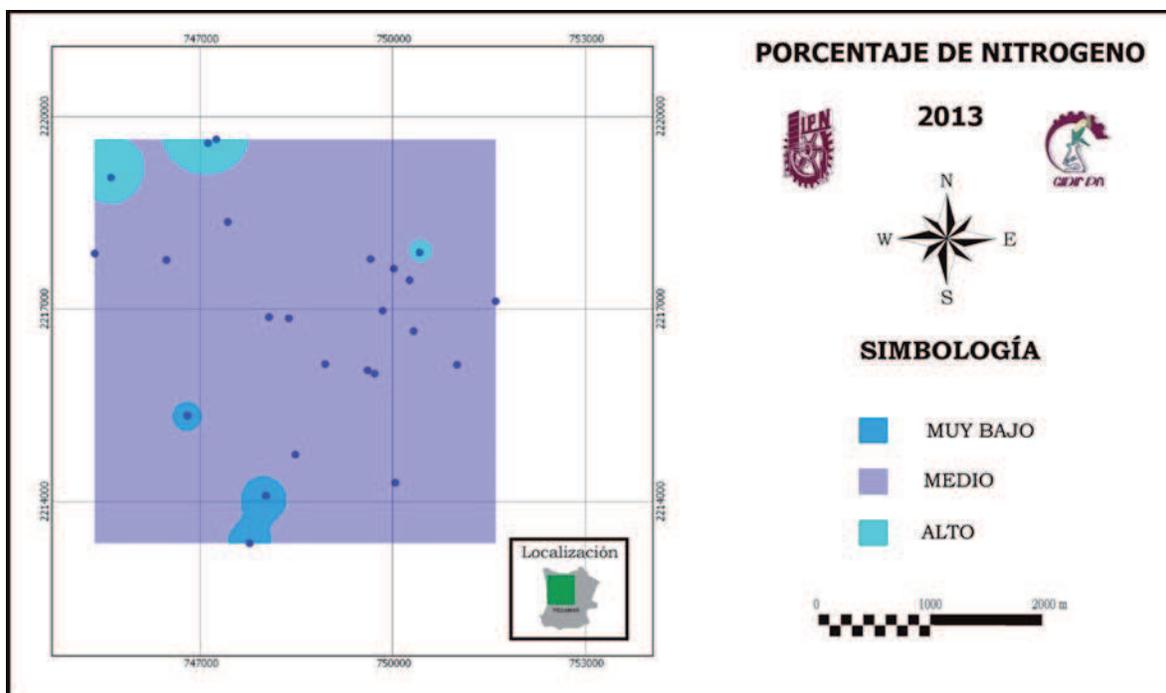


Figura 27. Contenido de Nitrógeno en suelo

El contenido de fósforo en los suelos estudiados (Figura 28) es menos variable en dos de los sitios es bajo (<5.5 mg/kg), en un sitio se presentó un nivel medio (5.5-11 mg/kg) y en los 21 restantes un nivel alto (>11 mg/kg), estas concentraciones de fósforo no presentaron relación con ningún otro parámetro del suelo; sin embargo, según los estudios realizados por Heiniger *et al.* (2003) demostraron que el contenido de P presentó relación negativa y significativa con la CE ($r=-0.568$). Esto indica que la CE puede ser utilizada exitosamente para estimar la variabilidad de las propiedades del suelo y nutrientes, con base a esto se puede decir que los nutrientes del suelo disponibles para las plantas varían según el pH y la CE del suelo.

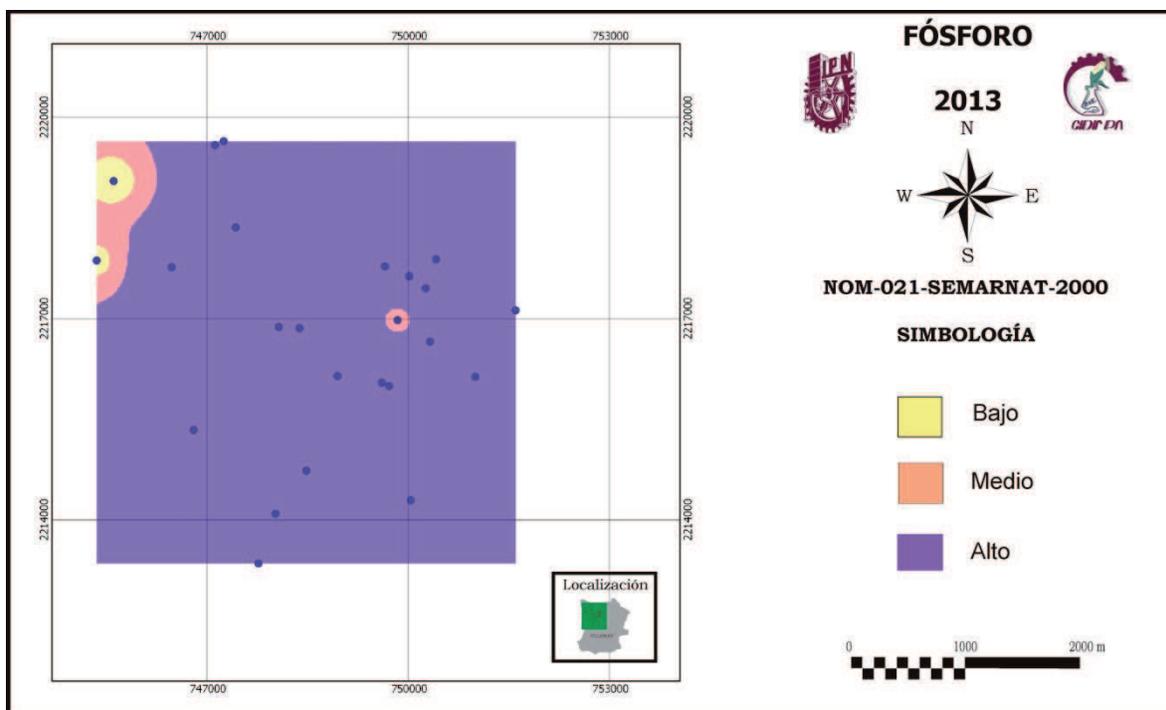


Figura 28. Contenido de fósforo en suelo

Por otra parte el contenido de potasio en los suelos en estudio en general presentaron niveles altos ($>0.6\text{mg/kg}$); según Fernández (2014) el K se encuentra disponible para las plantas gracias a la descomposición de las rocas y las arcillas respectivamente, y en distintas cantidades también de la descomposición de la materia orgánica, lo que concuerda con los resultados de la correlación donde presentó una relación directa con el contenido de MO ($r=0.631$; Pearson, $p>0.05$).

7.5.6 Capacidad de intercambio catiónico

Al igual que los cationes intercambiables, la concentración de este elemento depende de la capacidad de intercambio catiónico del suelo, lo que a su vez está influenciado por el tipo y cantidad de arcilla, en este caso, la arcilla que predomina en la zona de estudio es del grupo de las esmécticas tipo montmorillonita (WRB, 1998; Fassbender, 1975; Cairo y Quintero, 1980). La FAO (2009) demostró que existen varios factores que hacen que un suelo tenga una determinada capacidad de intercambio catiónico (CIC); estos factores son el tamaño y la naturaleza de las partículas, el tipo de cationes cambiables y el pH. Además reportaron una tabla con

la CIC de diferentes tipos de arcillas. Entre las arcillas examinadas se encuentran la arcilla del tipo Caolinita con una CIC de 3-15 meq/100g, la Illita y Clorita de 10-40 meq/100g, la Montmorillonita de 80-150 meq/100g y la materia orgánica de 300-500 meq/100g, los suelos en la región presentan un rango de CIC entre 43 y 114 meq/100g, en general los sitios coinciden con la arcilla del tipo montmorillonita (WRB, 1998).

Los resultados obtenidos del análisis de correlación que indican que la CIC además de presentar relación directa y significativa con los cationes Ca, Mg, Na y K ($r=0.862$, $r=0.577$, $r=0.704$, $r=0.733$; Pearson, $p>0.05$); presentó una relación directa con la CE y pH del suelo ($r=0.552$, $r=0.506$; Pearson, $p>0.05$). Lazara *et al.* (1998) muestra en un análisis de las tendencias de la CIC, la materia orgánica y la arcilla, la fuerte dependencia que tiene la fracción mineral de suelos vertisol en sus características adsorbentes, ya que aunque la CIC tiene poca variación, tiende a aumentar con la profundidad, al igual que la arcilla; mientras que la materia orgánica tiende a decrecer. Tanto la MO como el contenido de arcilla en el suelo tienen relación muy importante con la CE y el pH, de ahí se origina la relación con la CIC ($r=0.552$; $r=0.506$; Pearson, $p>0.05$).

7.6 Residuos de plaguicidas anticolinesterásicos

El método analítico para la detección de residuos de plaguicidas anticolinesterásicos en las muestras de suelo y cebollín que se empleó en el presente estudio fue desarrollado por Sánchez *et al.* (2011), modificado por Yáñez *et al.* (2011). Como ventajas del método se tiene que es sencillo, relativamente rápido, la muestra no requiere pre-tratamiento y es económico. Mientras que otros métodos analíticos tales como la cromatografía de gases son complejos, tardado, muy caro y requiere equipo sofisticado.

Las limitantes del estudio fueron, que las curvas de inhibición se construyeron con un estándar de metamidofos comercial y los plaguicidas que se aplicaron en las parcelas fueron una gran variedad de compuestos organofosforados y carbamatos, no sólo el metamidofos, de tal manera que las concentraciones que se estimaron en

las muestras deben tomarse con reserva, ya que si bien todos los plaguicidas organofosforados y carbamatos inhiben la acetilcolinesterasa, no lo hacen en la misma magnitud debido a que según la toxicidad del producto es la capacidad para inhibir la enzima (Arreola y Yáñez, 2012).

La presencia de residuos de plaguicidas anticolinesterásicos en las muestras se determinó midiendo la capacidad de estos plaguicidas de inhibir a la acetilcolinesterasa. El porcentaje de inhibición obtenido es un indicador confiable de la presencia de este tipo de plaguicidas.

7.6.1 Validación del método analítico

En primer lugar se construyó una curva de calibración de metamidofos en suelo, empleando las siguientes concentraciones: 0.01, 1, 10, 100 y 1000 $\mu\text{g/g}$. En la Figura 29 se muestra la curva de inhibición promedio de BChE por metamidofos, la cual fue generada a partir de tres réplicas. Esta curva de inhibición fue empleada para estimar la concentración de plaguicidas anticolinesterásicos.

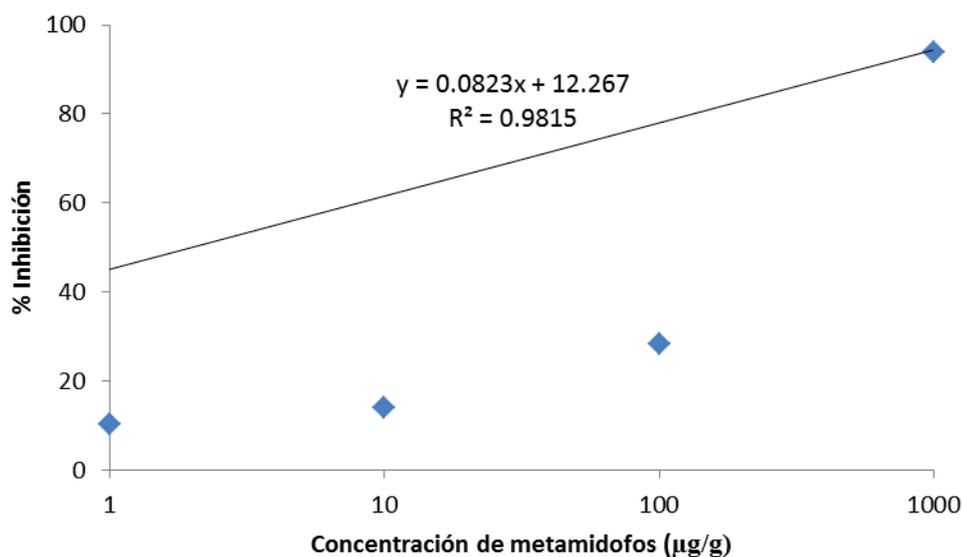


Figura 29. Curva promedio de inhibición de butirilcolinesterása (BChE) por metamidofos en suelo.

Como control de calidad, en cada lote de 12 muestras problema se analizó una muestra de “suelo control” fortificado con una concentración conocida de metamidofos (1 µg/g). En la Figura 30 se presenta la gráfica de control de calidad correspondiente. Se concluye que los resultados obtenidos son confiables ya que la concentración de referencia se encuentra dentro del intervalo de confianza del 95% ($\pm 2DE$).

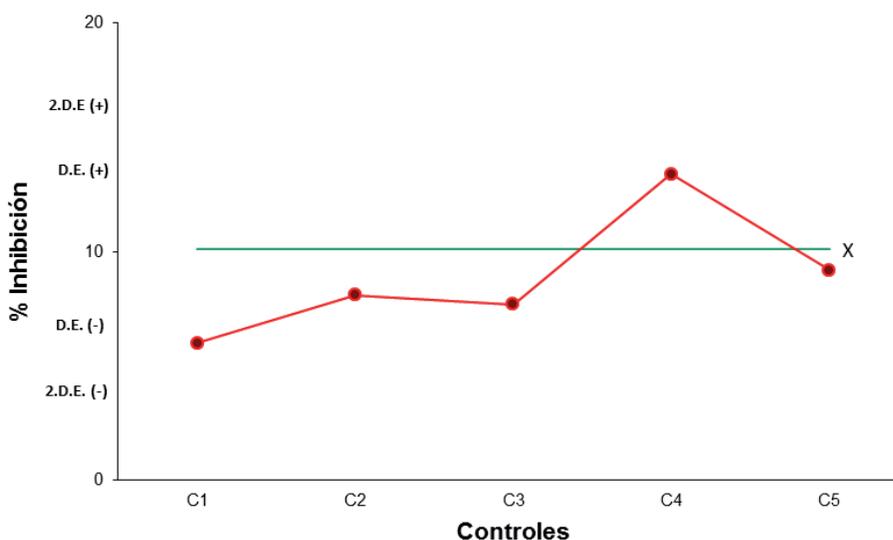


Figura 30. Control de calidad de metamidofos en suelo

Las concentraciones empleadas de metamidofos para construir las curvas de calibración en cebollín fueron: 1, 10, 100 y 1000 µg/g. En la Figura 31 se muestra la curva de inhibición promedio de BChE por metamidofos, la cual fue generada a partir de tres réplicas. Esta curva de inhibición fue empleada para estimar la concentración de plaguicidas anticolinesterásicos.

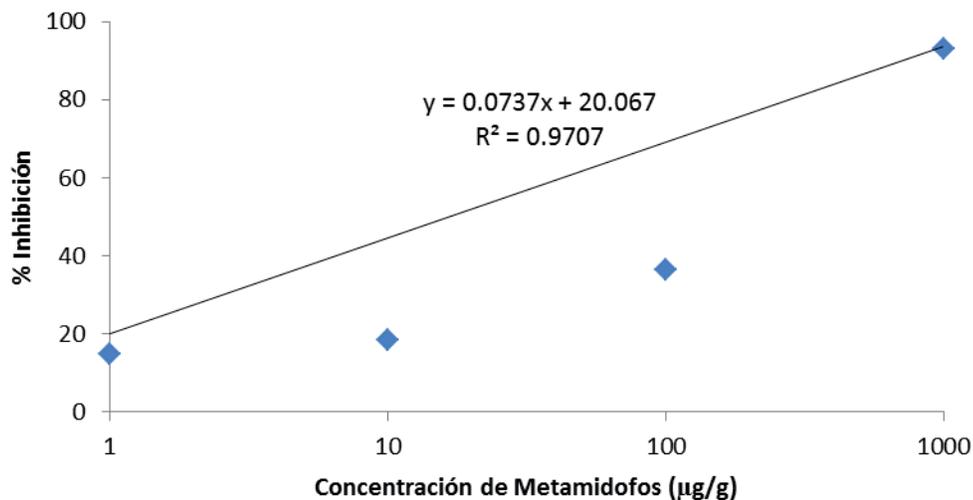


Figura 31. Curva promedio de inhibición de butirilcolinesterás (BChE) por metamidofos en cebollín.

Como control de calidad, en cada lote de muestras problema se analizó una muestra control de cebollín fortificado con una concentración conocida de metamidofos (500 µg/g). En la Figura 32 se presenta la gráfica de control de calidad correspondiente. Se concluye que los resultados obtenidos son confiables, ya que la concentración de referencia se encuentra dentro del intervalo de confianza del 95% ($\pm 2DE$).

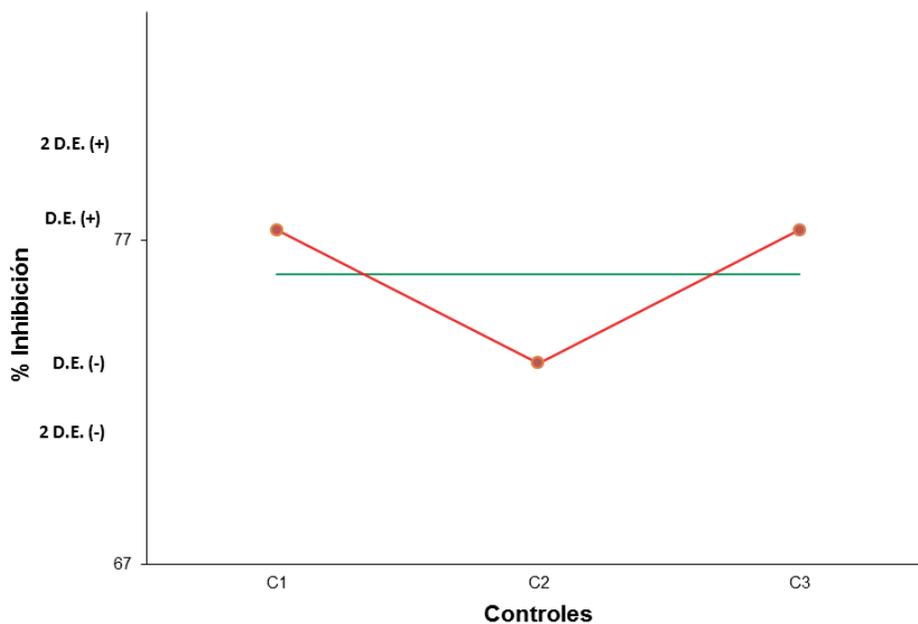


Figura 32. Control de calidad de metamidofos en cebollín

En el Tabla 9 se presentan los parámetros de validación de los métodos analíticos para la determinación de plaguicidas anticolinesterásicos en suelo y cebollín.

Tabla 9. Parámetros de validación del método analítico para la determinación de plaguicidas anticolinesterásicos en las matrices de suelo y cebollín

Parámetro	Matriz	
	suelo	cebollín
Linealidad		
Intervalo de trabajo	0.01-1000µg/g	1-1000µg/g
Coefficiente de Correlación	r = 0.991	r = 0.985
Ecuación de la recta	y = 0.0823x+12.267	y = 0.0737x+20.067
Precisión		
	CV (%)	
	[0.01 µg/g]	14.7
	[1 µg/g]	9.4
	[10 µg/g]	8.7
	[100 µg/g]	13.0
	[1000 µg/g]	0.5
	Media	13.25
LD		
	% Inhibición	17.3*
		23.2**

CV: Coeficiente de variación. LD: Límite de detección.

*concentración estimada = 208 µg/g. **concentración estimada = 310 µg/g

La linealidad se evaluó mediante el coeficiente de correlación (r) el cual presentó valores de 0.985 y 0.99 en cebollín y suelo respectivamente, indicando que el método analítico empleado es lineal.

El método empleado no es sensible a bajas (<0.0001µg/g) y altas (>1.0µg/g) concentraciones de plaguicidas anticolinesterásicos. El LD fue 17.3% y 23.2% reportado como porcentaje de inhibición de la BChE en suelo y cebollín, respectivamente. Estos porcentajes de inhibición estimados en µg/g de metamidofos en suelo y cebollín fueron de 208 y 310, respectivamente; sin embargo estas concentraciones deben tomarse con reserva ya que si bien todos los plaguicidas organofosforados y carbamatos inhiben la butirilcolinesterasa, no lo hacen en la

misma magnitud debido a que según la toxicidad del producto es la capacidad para inhibir la enzima. Los límites de detección del método usado en comparación a otros métodos instrumentales (cromatografía de gases, cromatografía de líquidos de alta resolución, espectrometría de masas, entre otros) son más altos; por ejemplo, los LD de los métodos cromatográficos alcanzan niveles de ppb y ppt (0.001 y 0.02 µg/g) (Pierre y Betancourt, 2007; Ettiene *et al.*, 2008). Sin embargo, el método empleado, constituye una herramienta útil de cribado, ya que permite determinar de manera rápida y sencilla la presencia de residuos de plaguicidas anticolinesterásicos (organofosforados y carbamatos) en escenarios de alto riesgo como son las zonas agrícolas.

De acuerdo a los parámetros de validación obtenidos, se concluye que el método empleado fue confiable y reproducible. En la Tabla 10 se muestran los criterios de aceptación utilizados para los parámetros de repetibilidad y reproducibilidad.

Tabla 10. Criterios de aceptación para el parámetro de precisión (CV: coeficiente de variación)

Concentración (µg/g)	Repetibilidad (% CV)	Reproducibilidad (%CV)
0.01	≤20	≤32
1.0	≤15	≤23
10	≤15	≤23
100	≤15	≤23
1000	≤10	≤16

7.6.2 Residuos de plaguicidas anticolinesterásicos en suelo

De un total de 24 muestras de suelo, sólo se detectó la presencia de residuos de plaguicidas anticolinesterásicos (Tabla 11) en la muestra identificada con el número 15, la cual corresponde a una parcela ubicada en el potrero conocido como Romerillo, Ejido Villamar; la cual tuvo una inhibición de 24.2%; mientras que las demás muestras presentaron porcentajes de inhibición por debajo del límite de detección (17.3%).

Tabla 11. Porcentaje de inhibición y concentración de residuos de plaguicidas anticolinesterásicos en suelo del municipio de Villamar, Michoacán.

Muestra	% inhibición de BChE
1	<LD
2	<LD
3	<LD
4	<LD
5	<LD
6	<LD
7	<LD
8	<LD
9	<LD
10	<LD
11	<LD
12	<LD
13	<LD
14	<LD
15	26.92*
16	<LD
17	<LD
18	<LD
19	<LD
20	<LD
21	<LD
22	<LD
23	<LD
24	<LD

*concentración estimada de plaguicidas anticolinesterásicos = 180 µg/g

En cuanto a los resultados del presente estudio, cabe destacar que aun cuando las muestras de suelo se tomaron en temporada de baja aplicación de plaguicidas, se encontró la presencia de residuos en una de las muestras de suelo. Dado lo anterior es recomendable que se lleven a cabo estudios de seguimiento en la zona agrícola estudiada durante períodos de alta aplicación de plaguicidas.

En la mayoría de los trabajos realizados sobre residuos de plaguicidas (Yoshioka *et al.*, 1991; Ferreira *et al.*, 1988; Belanger *et al.*, 1990) se han reportado relaciones significativas entre las cantidades adsorbidas y los contenidos en materia orgánica de los suelos. Este hecho se manifiesta en la adsorción de los compuestos

carbamatos y organofosforados en suelo. En otros estudios, se han obtenido relaciones significativas entre las cantidades adsorbidas y el contenido en arcilla (Adams, 1995). Tal es el caso de la relación existente entre la cantidad adsorbida y el contenido de arcilla del tipo montmorillonita (Lazara *et al.*, 1998). Estos resultados indican la importancia que en los procesos de adsorción tienen los minerales de la arcilla presentes en el suelo. Según Macalady y Wolfe (1983) cuando las moléculas de los plaguicidas tienen comportamiento catiónico pueden intercambiarse con los cationes inorgánicos que saturaban inicialmente la arcilla o la materia orgánica y quedan retenidas por fuerzas electrostáticas. Este mecanismo depende del pH del suelo, ya que éste influye en la carga de los minerales de la arcilla y de la materia orgánica; además el pH también afecta la carga en las moléculas de varios plaguicidas, por lo tanto la adsorción de los residuos al suelo prácticamente dependen de las propiedades físicas y químicas del suelo en el que se depositen.

Kearney *et al.* (1969) menciona la afinidad que presentan los suelos vertisol a este tipo de plaguicidas. Además, mencionan que los carbamatos, presentan un amplio espectro de persistencia, desde pocas semanas hasta un año, y los insecticidas organofosforados tienen un tiempo de vida media más corta en el suelo, degradándose en un periodo de 2 a 12 semanas, con respecto a esto, las muestras de suelo se tomaron aproximadamente 4 antes de su análisis, por lo que se pensaba que ninguna de las muestras presentaría residuos de plaguicidas, aun cuando las condiciones a las que se almacenaron fueron en bolsas selladas apartados de la luz y el oxígeno.

En la zona de estudio la salinidad de los suelos ocasiona en cierta forma el elevado pH que se presentó en las muestras de suelo analizadas y a su vez en la adsorción de plaguicidas en el suelo, ya que a mayor cantidad de grupos catiónicos mayor será la adsorción (Sánchez, 1985). Los suelos con pH alcalino tienen una mayor adsorción debido a la presencia de grupos aniónicos (OH⁻ NH₂⁻). La muestra en la que se detectó la presencia de residuos, presentó un mayor contenido de materia orgánica (4.2%) con respecto a las otras muestras, aunado a esto, la conductividad eléctrica (3.4 dS/m) clasifica a este suelo como moderadamente salino. Es decir, la

muestra que presento residuos de plaguicidas concuerda con lo dicho por Rodríguez *et al.*, (2006), ellos demostraron con varios experimentos que los residuos de plaguicidas en el suelo dependen de ambas variables: conductividad eléctrica y contenido de materia orgánica. En sus resultados, las concentraciones altas se encontraron en la capa superficial del suelo, observándose una disminución en la concentración de estos compuestos al aumentar la profundidad del suelo. Lo anterior debido a la mayor cantidad de materia orgánica que se encuentra en los horizontes superficiales y la influencia que tiene la materia orgánica con la conductividad eléctrica en el suelo.

Con respecto al tipo de arcilla presente en el área de estudio, cabe mencionar que Yaron, (1978) determinó el porcentaje de adsorción de plaguicidas organofosforados en 3 tipos diferentes de arcillas; Montmorillonita, Maolinita Cálctica y Mtapulgita; obteniendo que la arcilla Montmorillonita es la que retiene un mayor porcentaje de metil y etil pirimifos en un 94% y un 92% respectivamente; en cuanto al paratión, la que retiene un mayor porcentaje es la Atapulgita con un 87%, le sigue la Montmorillonita con 73% y la Caolinita con 14%, esto indica la influencia que tienen las características del suelo de la zona de estudio para retener residuos de plaguicidas. Igual de importante es el tipo de arcilla en el proceso de adsorción como en el de desorción del mismo. Mingelgrin *et al.* (1977) lo demostraron al liberar plaguicidas organofosforados de arcillas Montmorillonita y Caolinita en un flujo continuo de agua durante 24hrs en condiciones dinámicas. Los resultados mostraron que la Montmorillonita libera porcentajes bajos de los plaguicidas con ambos cationes Na^+ y Ca^{+2} , que van desde 2.1% de diazinón y 4.3% de paratión hasta un 38% en el caso del DDVP; mientras que la Caolinita libera porcentajes mayores, 6.3% de paratión, 31% de diazinón y un 95% de DDVP.

El uso indiscriminado de productos químicos en la región puede llegar a afectar la producción de cultivos y en particular el de hortalizas, ya que son muy exigentes en cuanto a nutrientes (SAGARPA, 2010). Por su parte Gomero y Velásquez (1999) aseguran que la aplicación de los diversos tipos de plaguicidas aunada a la práctica monocultivista han acelerado los niveles de degradación del suelo, afectando

directamente su productividad natural. Aun cuando en la región no se ha reportado una actividad monocultivista, no se puede asegurar lo contrario. En relación a las características biológicas del suelo, CICOPLAFEST (2005) establece que la mayoría de los plaguicidas resultan afectados por la actividad microbiana del suelo, constituyendo el principal medio para su degradación y descomposición, y además está influenciada por el contenido de materia orgánica, temperatura, humedad, pH y nutrimentos minerales, lo que hace favorable el desarrollo de microorganismos y la descomposición de los plaguicidas con mayor rapidez. El contenido de materia orgánica en el suelo se presenta como un arma de doble filo; por un lado es un espacio donde los plaguicidas pueden fijarse al suelo y por otro lado forma el principal medio de descomposición por medio de microorganismos remediadores de la contaminación en el suelo.

7.6.3 Residuos de plaguicidas anticolinesterásicos en cebollín

De acuerdo a los productores locales (comunicación personal, 2013). Las nueve muestras de cebollín analizadas en este estudio se comercializan en los estados de Jalisco, Guanajuato, Estado de México, Querétaro y también en municipios de la región.

Existen datos de residuos de plaguicidas en hortalizas incluyendo en cultivo de cebolla (Abou, 1999; Frank *et al.*, 1990 y Sinha *et al.*, 1992) que sobrepasan los límites máximos permisibles (LMP). Los límites máximos permisibles para alimentos y bebidas se han establecido en la mayoría de los países para evitar cualquier impacto adverso en la salud pública y para insistir en las buenas prácticas agrícolas. Los efectos tóxicos producidos por los plaguicidas organofosforados y carbamatos se enfocan principalmente en el sistema nervioso, afectando las terminales nerviosas a nivel enzimático (Weiss *et al.*, 2004). Daños como déficits persistentes en la memoria y en el funcionamiento neurofisiológico han sido atribuidos a los OP (Rosenstock *et al.* 1991). Esos efectos pueden manifestarse meses o años después de que se han documentado exposiciones a este tipo de plaguicidas, usualmente posterior a un cuadro colinérgico derivado de una exposición aguda (Mileson *et al.*, 1998). Algunos

OP han sido asociados con toxicidad visual en animales de laboratorio y en humanos que padecen de un síndrome conocido como “Enfermedad de Saku” (Boyes y Dier 1983). La toxicidad visual puede resultar de la degeneración de la retina y del nervio óptico que puede surgir siguiendo una aparente recuperación de primeras exposiciones a OPs (Mileson *et al.* 1998). Por estas y muchas otras razones, un gran número de laboratorios están involucrados en la vigilancia de los LMP y en la identificación y cuantificación de residuos de plaguicidas en matrices medioambientales (Alder *et al.*, 2006).

Por otra parte Pierre y Betancourt (2007) encontraron residuos de plaguicidas organofosforados en cultivo de cebolla en Venezuela con valores promedio de 0.01 y 0.02 mg/kg muy por debajo de los límites máximos permisibles propuestos por la EPA y el Codex alimentarius (2004). Castro, (2005) encontró residuos de diferentes organofosforados en el cultivo de tomate en Colombia, presentó valores entre 0.015 y 0.02 mg/kg, también por debajo de los LMP en este cultivo (EPA, 2004).

A continuación se presentan los resultados de la determinación de plaguicidas anticolinesterásicos en cultivo de cebollín (Tabla 12).

Tabla 12. Porcentaje de inhibición y concentración de residuos de plaguicidas anticolinesterásicos en muestras de cebollín del municipio de Villamar, Michoacán

Muestra	% de inhibición de BChE
1	<LD
2	<LD
3	33.13*
4	<LD
5	<LD
6	<LD
7	<LD
8	<LD
9	<LD

*Concentración estimada de plaguicidas anticolinesterásicos = 178 µg/g

Los residuos de plaguicidas anticolinesterásicos en las muestras de cultivo de cebollín al igual que en muestras de suelo, se detectaron solamente en una muestra, la identificada con el número 3, la cual correspondió a la parcela ubicada en el

potrero Romerillo del Ejido Villamar en la cual no se cuenta con agua de calidad para la irrigación de los cultivos, el suelo donde se detectaron residuos de plaguicidas corresponde al mismo ejido donde se produce el cultivo del cebollín, es probable que se relacione con el clima. La temperatura, regula la actividad de los microorganismos (Mendoza, 2006), en el área de estudio tiende a ser óptimo para que los residuos se conserven tanto tiempo, la temperatura media anual es entre 12 y 18°C, mientras que las temperaturas a las que generalmente se degradan dichos plaguicidas es entre 20 y 25°C (Jenkins *et al.*, 1999). En cuanto a la precipitación de la zona de estudio este se encuentra entre 600 y 800 mm, la frecuencia y duración de las precipitaciones también influye, ya que el agua que se infiltra se comporta como un vector de transporte del plaguicida (Hernández *et al.*, 2011).

Así mismo, se retoma la idea de que todo depende de un gran conjunto de características y factores, los cuales van a influir en la presencia o ausencia de residuos de plaguicidas. Las propiedades del plaguicida es la característica prioritaria.

Duran *et al.*, (1994) mencionan que las plantas no adsorben más que los compuestos que están disueltos en el agua de la solución del suelo, con base a esto se puede decir, que si un plaguicida no es soluble en agua no será adsorbido por la planta, por lo tanto no tendrá presencia en las cosechas. Sin embargo, en el suelo es lo contrario, Beltrán *et al.* (1995), encontró que la capacidad de adsorción de algunos plaguicidas organofosforados y carbamatos en el suelo, es inversamente proporcional a la solubilidad de dichos plaguicidas es decir, a mayor solubilidad del plaguicida menor será la adsorción del plaguicida al suelo.

8 CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

- El método biológico utilizado es una muy buena opción para la determinación de residuos de plaguicidas, ya que es un indicador en la ausencia o presencia de estos productos.
- Uno de los puntos principales que se observaron en las visitas a los productores cebolleros, fue que no cuentan con las restricciones necesarias que certifiquen que se está trabajando responsablemente de acuerdo a las buenas prácticas agrícolas.
- Las concentraciones de plaguicidas anticolinesterásicos en suelo y cultivo de cebollín determinadas en este estudio fueron altas en comparación con las reportadas en otros estudios; además la muestra de cebollín que presentó residuos sobrepasó los límites máximos permisibles reportados por Codex Alimentarius y FAO (2012).
- Los productores cebolleros del área de estudio aplican compuestos que no se recomiendan para el cultivo, lo que afecta gravemente la fertilidad del suelo y la calidad de las cosechas.
- Las propiedades físicas y químicas de los suelos de la región de estudio, favorecen la retención de residuos de plaguicidas; ya que por la presencia de sales en estos, ocasiona un pH elevado que incrementa la adsorción de plaguicidas en el suelo. La combinación entre el contenido de materia orgánica y altos contenidos de arcilla de estos suelos, juegan un papel importante en la retención de residuos de plaguicidas, esto debido a que cuando las moléculas de los plaguicidas tienen comportamiento catiónico pueden intercambiarse con los catiónicos inorgánicos que saturaban inicialmente la arcilla o por la materia orgánica quedando retenidas por fuerzas electroestáticas.

- La baja presencia de residuos de plaguicidas anticolinesterásicos tanto en las muestras de suelo como de cebollín, es probable que sea debido a que el muestreo se realizó en una temporada de baja aplicación de plaguicidas.
- Es recomendable realizar investigaciones a nivel laboratorio y campo con las condiciones ambientales que prevalecen en la región, a fin de conocer los parámetros ambientales que influyen en el comportamiento, degradación y persistencia de los plaguicidas en el ambiente.
- El control y seguimiento de la calidad de agua de riego en cultivos de hortalizas es necesario para asegurar un rendimiento adecuado en cantidad y calidad, debido a los altos riesgos de salinidad del agua en el área de estudio.
- Es necesario que los productores agrícolas cuenten con conocimientos básicos sobre el uso y manejo de los plaguicidas, con la finalidad de prevenir y minimizar los riesgos asociados al medio ambiente y a la salud humana por el uso indiscriminado de estos químicos.
- Es recomendable la implementación de buenas prácticas agrícolas; así como la certificación de las parcelas agrícolas, como herramientas que permitan a los productores de la región, expandir sus horizontes de comercialización a otros estados e incluso hacia el extranjero con productos inocuos y de calidad.
- Las aguas de la región tanto superficiales como de pozo profundo, tienden a ser salinas debido a la influencia de la zona geotérmica de los “negritos”; sin embargo, se pueden sembrar cultivos tolerantes a la salinidad y evitar pérdidas económicas por dicho motivo. También se pueden implementar sistemas de riego por goteo y así evitar el contacto del agua salina con la parte aérea de la planta. Además de la aplicación de fertilizantes acidificantes para evitar el aumento del pH del suelo.

9 ANEXOS

ANEXO 1

ENCUESTA APLICADA A LOS PRODUCTORES CEBOLLEROS DE VILLAMAR, MICHOACÁN

Nombre del productor _____

A. UBICACIÓN DEL TERRENO

Potrero _____ Ejido _____

Coordenadas _____

B. CARACTERÍSTICAS DEL TERRENO

1. ¿Con que superficie de terreno para cultivo cuenta?

2. ¿Utiliza esa superficie de manera constante?

3. ¿Qué actividades realiza en el terreno?

Actividad	E	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D	HERRAM
Barbecho													

4. ¿Deja descansar la tierra?

Si__ No__ Porque _____

5. ¿Cuál es la temporada de siembra?

6. ¿Tipo de cultivo?

Riego ___ Temporal ___ Ambos

7. ¿Cuál es su fuente de abastecimiento de agua?

8. ¿Qué otros tipos de cultivos siembra o siempre es lo mismo?

*en caso de ser un monocultivo

*9. ¿Cuánto tiempo tiene sembrando cebolla?

10. ¿Qué variedad de semilla utiliza?

C. USO DE AGROQUÍMICOS

11. ¿Qué tipo de plagas, enfermedades y malezas afectan su cultivo?
12. ¿Qué herbicidas, insecticidas y fungicidas utiliza para combatirlas y qué cantidad utiliza por hectárea?
13. ¿Cuál es el periodo de aplicación?
14. ¿Qué precauciones toma para su aplicación?
15. ¿Se han tenido casos de intoxicación? En caso de que la respuesta sea si*
- *16. ¿Cuáles han sido los causantes de las intoxicaciones?

D. TIPO Y VOLUMEN DE FERTILIZANTES

17. ¿Dosis de fertilización (N-P-K)?
18. ¿Qué tipos de fertilizante utiliza en su cultivo y qué cantidad por hectárea?
*En caso de aplicar algún producto orgánico
19. ¿Qué tipo de fertilizantes orgánicos aplica?
20. ¿Cada cuánto tiempo los aplica?
21. ¿Qué precauciones toma para su aplicación?
22. ¿Quién le recomendó la aplicación de estos productos?
23. ¿Ha tenido asistencia técnica de parte de un profesional?

Agrónomo
Agente de sanidad vegetal
Ing. En Nutrición Otros _____

24. ¿Precio estimado del cultivo por ha?
25. ¿Cuál es su producción por ha?
26. ¿Cuál es el destino de su cosecha?
27. ¿Costo unitario en su última cosecha?

ANEXO 2

OBTENCIÓN DEL SUERO DE RATA

El suero que se empleó en las determinaciones enzimáticas se obtuvo de rata macho Winstar entre 200 y 250g de peso aproximadamente. Para la obtención del suero se adquirió sangre de rata en el Bioterio General de la Facultad de Medicina de la Universidad Autónoma de San Luis Potosí (UASLP), la cual se obtuvo por punción cardiaca. Para la obtención de suero, la muestra de sangre se centrifugó durante 10 minutos a 2500 rpm, posteriormente se separó el suero del paquete globular con la ayuda de una pipeta Pasteur. El suero se almacenó en un vial color ámbar mientras que al paquete globular se le agregó cloro y se desechó.

De una rata de 200g se obtienen 6mL de sangre y salen 3mL de suero aproximadamente.



De acuerdo a un estudio realizado por Yáñez *et al.* (2011) la enzima sérica de rata es estable durante 8 días.



ANEXO 3

PREPARACIÓN DE DISOLUCIONES NECESARIAS PARA LA REACCIÓN ELLMAN

Yoduro de acetilcolina 0.075M

Colocar 217 mg de yoduro de acetilcolina en 10mL de agua destilada. Esta disolución se mantiene estable a una temperatura aproximada de 4°C durante 15 días y es suficiente para 200 pruebas.

Solución stock de DTNB 10mM

Colocar 36.9 mg de DTNB en 10mL de buffer fosfatos 0.1M pH de 7.0 y agregarle 15mg de bicarbonato de sodio. Esta disolución es estable 1 mes a una temperatura aproximada de 4°C.

Solución de trabajo de DTNB 0.025mM

Para preparar 50mL colocar 1.25mL de la solución stock en un matraz aforado de 50mL, agregar 22.34mL de una solución de Na_2HPO_4 0.1M y 22.075mL de una solución de KH_2PO_4 0.1M, aforar a 50mL con agua destilada y mezclar.

Buffer fosfatos pH 7.0

Para preparar 25mL medir 12.24mL de una solución de Na_2HPO_4 0.1M y 9.7mL de una solución KH_2PO_4 0.1M, aforar a 25mL con agua destilada y mezclar.

Solución Na_2HPO_4 0.1M

Pesar 1.419g de Na_2HPO_4 y aforar a 100mL con agua destilada

Solución KH_2PO_4 0.1M

Pesar 1.3609g de KH_2PO_4 y aforar a 100mL con agua destilada

ANEXO 4

OBTENCIÓN DE LA ACTIVIDAD ENZIMÁTICA

Actividad de la acetilcolinesterasa (U/mL) = $(Apm)(VT)(10E3)/(e)(LCO)(VM)$

Donde:

Apm = Promedio de las diferencias de absorbancia obtenidas a cada minuto

U = Cantidad de enzima que convierte un micromol de sustrato (acetiltiocolina) por minuto en condiciones normales

e = Coeficiente de absortividad molar del 5 tio-2 nitrobenzoato equivalente a 3.162 a 405 nm

10E3 = Factor de corrección para pasar de milimol a micromol

VT = Volumen total de la reacción

VM = Volumen de la muestra sin diluir

LCO = Longitud del camino óptico (1 cm)

Sustituyendo los valores en la ecuación anterior se obtiene un factor de 5, 869.17 para determinar la actividad enzimática de las muestras de suero y un factor de 5, 964.14 para las muestras en las que se determina la actividad enzimática en el extracto de suelo.

Con estos factores se realizó el cálculo de la actividad colinesterásica:

Actividad de acetilcolinesterasa (U/mL) = $(Apm)(5, 869.17)$

Actividad de acetilcolinesterasa (U/mL) = $(Apm)(5, 964.17)$

Para determinar el porcentaje de inhibición, se utilizó la siguiente fórmula, donde a la actividad colinesterásica determinada en el suero que representa el 100% de la actividad enzimática registrada se le resta la actividad enzimática del extracto del suelo y se dividió entre la actividad enzimática del suero de rata utilizado.

$$\% \text{ de inhibición} = \frac{100 - (\text{Actividad enzimática en el extracto de suelo})(100)}{(\text{Actividad enzimática en el suero})}$$

ANEXO 5

PLAGUICIDAS APLICADOS EN EL MUNICIPIO DE VILLAMAR, MICHOACÁN

INGREDIENTE ACTIVO	NOMBRE COMERCIAL	CLASIFICACIÓN	PERSISTENCIA	CATEGORIA TOXICOLOGICA
ABAMECTINA	Agripeg, abamec	Pentaciclina	Poco persistente (8 semanas)	Ib
CARBOFURAN	Furadan	Carbamato	Poco persistente (de 4 a 8 semanas)	II
CIPERMETRINA	Agrothrin, siperin, stockade	Piretroide	Ligeramente persistente (1 a 4 semanas)	III
CIROMAZINA	Trigard, armor,	Triazina	Poco persistente	IV
CLORPIRIFOS	Disparo, lorsban	Organofosforado	Moderadamente persistente (1 año)	Ib
DELTAMETRINA	Decis	Piretroide	Ligeramente persistente (2 semanas)	III
DIAZINON	Azote, balazo	Organofosforado	Poco persistente (6 semanas)	III
DIMETOATO	Agrodim, dimetox	Organofosforado	Poco persistente	III
ENDOSULFAN	Agrofan	Organoclorado	Moderadamente persistente	II
FIPRONIL	Rejent	Fenilpirazol	Moderadamente persistente	II
MALATION	Agromat, atrapa	Organofosforado	Ligeramente persistente (1 semana)	IV
METAMIDOFOS	Tramofos, tamaron,	Organofosforado	Poco persistente	Ia
METOMILO	Lannate	Carbamato	Moderadamente persistente	II
MONOCROTOFOS	Anacrot	Organofosforado	Poco persistente	Ia
OXAMIL	Vydate	Carbámico	Ligeramente persistente (hasta 3 semanas)	Ib
PARATION METILICO	Metilox	Organofosforado	Poco persistente	Ia
PERMETRINA	Disparo	Piretroide	Ligeramente persistente (4 semanas)	III
PROFENOFOS	Curacron	Organofosforado	Poco persistente	III
SPINOSAD	Treiser, spintor, Spinosat; Spinosyn A	Organico	Poco persistente	III
SPIROTETRAMAT	Movento	Ácidos tetrónicos (Cetoenoles)	Poco persistente	IV
TERBUFOS	Conter	Organofosforado	Ligeramente persistente (2 a 4 semanas)	Ib

10 REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABOU A.P. 1999. Behavior of pesticides in tomatoes during comercial and home preparation. *Food Chemistry* 65(4): 509-514.
- ADAMS M.B. 1995. *Fundamentos de química de suelos*. UCV. Caracas, Venezuela. Pp. 41-48.
- AGUILERA C.M. y MARTÍNEZ E.R. 1996. *Relaciones agua suelo atmósfera*. Departamento de Irrigación-UACH. Chapingo, México. 256 p.
- ALBERT L.A. 1997. "Plaguicidas" en *INTRODUCCIÓN A LA TOXICOLOGÍA AMBIENTAL*. México. Centro Panamericano de Ecología Humana y Salud. División de Salud y Ambiente. OPS y OMS. pp.366-370; 371-376.
- ALBERT L.A. 1998. Los plaguicidas persistentes y sus efectos a largo plazo. II Simposio Internacional Sobre Agricultura Sostenible. México D.F.
- ALCAZAR J.G., ECTCHEVERS B.J. y AGUILAR S.A. 1994. "Los análisis físicos y químicos". Su aplicación en agronomía. Centro de Edafología. Colegio de postgraduados. Montecillo, México.
- ALDER L.S., GREULICH K.A., GÜNTHER K.G., KEMPE G.L., BARBEL V.D. y VIETH B.H. 2006. Residue analysis of 500 high priority pesticides: Better by GC-MS or LC-MS/MS. *Rev.* 25, 838-865.
- ÁLVAREZ B.D., OCHOA E.S., ARROYO D.M., BUELNA O.H., MONCAYO E.R. y MORA M.S. 2013. Assessment of water quality of drains from irrigation district in a semiarid agricultural zone. *International Journal of Agronomy and Agricultural Research* 3(11): 7-15
- ANDINA G.D. 2010. *Química del suelo, calcio y magnesio*. Catedra de edafología. FAZ. UNT. Argentina.
- ANDREU V.S. y PICÓ Y.P. 2004. Determination of pesticides and their degradation products in soil: critical review and comparison of methods. *TrAC Trends in Analytical Chemistry*. 23(10-11): p. 772-789.
- ANÓNIMO. 1999. *Guía de plaguicidas de uso agrícola en México*. SAGARPA, SUBSAG, CONASAG, DGSV.
- ANÓNIMO. 2000. *Plaguicidas, 2013*, from www.rap-al.org
- ANÓNIMO. 2004. "Densidad real, aparente y porosidad del suelo". Argentina, [en línea] <http://www.exactas.unlpam.edu.ar/academica/catedras/edafologia>. Consultado: 27/02/2013.
- ANÓNIMO. 2004. *Contaminación y remediación*, from www.ifas.ufl.edu
- ANSCOMBE F.J. 1973. Graphs in Statistical Analysis. *American Statistician*, 27 (Feb 1973), 17-21.
- ANSORENA M.J. 1994. *Sustratos, propiedades y caracterización*. Mundi Prensa, Madrid. ISBN 84-7114-481-6.
- APHA, 1992. *Standard methods for the examination of wáter and wasrewater*, 18th edition. American public health association, Washington, D.C.

- ARÉVALO G.G., CASTELLANOS M.S. y CRUZ E.S. 2008. Interpretación de los resultados de un análisis de suelos. Saltillo, Coahuila, México.
- ARIAS J.A., ROJAS D.C. 1986. Centro Panamericano de Ecología Humana y Salud, Organización Panamericana de la salud, Organización Mundial de la Salud, Programa de Salud Ambiental, 1986.
- ARREOLA E.B. y YÁÑEZ E.L. 2012. Determinación de paratión metílico por espectrofotometría en suelo de zonas gregarígenas de *schistocerca piceifrons piceifrons* y su probable efecto en la apicultura. Tesis de maestría; Facultad de medicina. Universidad Autónoma de San Luis Potosí. México.
- ATSDR. 1994 – 2000 – 2002. Toxicological profile for 4, 4'-DDT. 4, 4'-DDE and 4,4'-DDD. Toxicological profile for Endosulfan. Toxicological profile for aldrin/dieldrin. Agency for toxic substances and diseases registry. Atlanta. GA. Pp. 467-489:195: 179-180.
- AYERS R.S. y WESCOT D.W. 1987. La calidad del agua en la agricultura. Estudio FAO: Riego y Drenaje. Roma. N°29 (Rev.1) 173 p.
- BANDALA E.R., OCTAVIANO J.A., ALBITER V.L. y TORRES L.G. 1998. "Designing and Applying Treatment Technologies 1998", 177-182. G.B. Wickramanayake, y R.E. Hinchee (Eds). Battelle Press. Columbus, Ohio, USA.
- BARRIADA P.M., BARRIADA P.E., CONCHA G.M., GONZÁLEZ C.S., MUNIATEGUI L.P., LÓPEZ M.D., PRADA R.O. y FERNÁNDEZ F.E. 2003. Microwave-assisted extraction versus Soxhlet extraction in the analysis of 21 organochlorine pesticides in plants, J. Chromatogr. A 1008. 115-122.
- BATES R.G. 1983. Determination of pH, Wiley, New York. Willard H. H., Merrit L. L., Dean J. A. 1974. Instrumental methods of analysis. 5th edition Van Nostrand.
- BELTRANENA E.O., ÁLVAREZ V.L., HERRERA H.K., SEVILLA S.R., VÁSQUEZ J.M. y KENNETH M.L. 2005. Comisión Guatemalteca de Normas Ministerio de Economía, Práctica para la reducción de muestras de agregados a tamaños de ensayo, COGUANOR NTG 41010 H11.
- BENOIT A.P. 2009. Biodisponibilidad de plaguicidas (Paration y Cadusafos) en dos tipos de suelos agrícolas como base para su bioremediación.
- BRAIGHWAITE R.E., BRONWS N.M. y FLANAGAN R.P. 1998. Basic analytical Toxicology. International Programme on chemical safety. WHO. Génova. 1998. pp.17.
- BRIGGS G.G. 1981. Theoretical and experimental relationships between soil adsorption, octanol-water partition coefficients, water solubilities, biconcentration factors, and the parachor, J. Agric. Food Chem. 29:1050-1059.
- BUCKMAN H.O. y BRADY N.C. 1966. Naturaleza y propiedades de los suelos: texto de edafología para enseñanza: Unión Tipográfica Editorial Hispano Americana.
- BUSTOS O.E., CABALLERO J.H. y ORTIZ C.P. 2003. Morphofunctional damage of mammalian sperm incubated in organophosphoric agropesticides. Andrology, 35(1):4-5.

- BREMNER J.M. 1965. Nitrogen availability indexes. In: C.A. Black et al. (ed.) *Methods of soil analysis, Part 2. Agronomy* 9:1324-1345. Am. Soc. of Agron Madison, Wis.
- BOYES W.K. y DYER R.S. 1983. Pattern reversal visual evoked potentials in awake rats. *Brain Research Bulletin*, 10:817-823.
- BULL D.F. y HATHAWAY M.S. 1986. Plagas y venenos: Agro tóxicos en Brasil y en países del tercer mundo. Ed. Vozes/Oxfam/Fase, 235 p.
- BELANGER A.O., VINCENT C.P. y OLIVEIRA D.O. 1990. A field study of residues of four insecticides used in strawberry protection. *Journal of Environmental Science and Health. Part B. Pesticides food contaminants an agricultural wastes.*, 25:5, 615-625.
- BEJARANO G.F. 1993. El uso de Plaguicidas y la Política del Estado de México. México: Universidad Autónoma Chapingo.
- BARZEGAR A.R., OADES J.M. y RENGASAMY P.O. 1996. Soil structure degradation and mellowing of compacted soils by saline-sodic solutions. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 60: 583 – 588.
- BARNECHE S.G., MARTÍNEZ M.P. y SELLANES C.O. 2005. “Ventajas y desventajas del uso de plaguicidas”. Uruguay, [en línea]. <http://dec.fq.edu>. Consultado: 12/03/2012
- BUENO G.G. y SALAZAR G.D. 2012. Validación del método para el análisis de cocaína, opiáceo y sus principales adulterantes por cromatografía de gases acoplado a espectrometría de masas (GC- MS). Tesis de licenciatura; Facultad de tecnologías. Instituto nacional de medicina legal y ciencias forenses, Pereira.
- CAIRO P.G. y QUITERO G.C. 1980. Suelos. Editorial Pueblo y Educación. La Habana, Cuba.
- CALDERÓN S.F. 2010. Relación entre el sodio soluble en el extracto de saturación acuoso y el sodio intercambiable realizado por el método del acetato de amonio 1N y neutro (pH 7.0), Laboratorios Calderón, Bogotá, Colombia.
- CANTER D.F. 1987. *Facet theory: Approaches to social research*. New York: Springer-Verlag.
- CARTER S.G. 2000. Insecticidas carbamatos de N-Metilo. EPA. [en línea]. <http://www.epa.gov/oppfead1/safety/spanish/healthcare/handbook/Spch5.pdf>. Consultado: 25/11/2013
- CARVALHO F.G., ZHONG N.C., TAVAREZ D.R. y KLAINE S.G. 1998. Rastreo de plaguicidas en los trópicos. *Boletín del OEIA* No 40.
- CASTRO J.J. 2002. Determinación, persistencia y distribución de insecticidas de uso agrícola en el medio ambiente, PhD, Madrid Universidad Autónoma de Madrid 2002 p. 203.
- CASTRO P.T. 2005. Determinación de residuos de plaguicidas organofosforados en muestras de tomate de la ciudad de Bogotá. Universidad de los Andes, Bogotá, Colombia.
- CEC, 1997. Plan de Acción Regional de América del Norte para el Manejo del DDT, Grupo de Trabajo de América del Norte para el Manejo Racional de Sustancias

- Químicas, Subgrupo de Trabajo para el Manejo de DDT y Clordano. Montreal: Comisión para la Cooperación Ambiental, <http://www.cec.org>.
- CECCHI A.M., KOSKINEN W.C., CHENG H.H. y HAIDER K.S. 2004. Sorption-desorption of phenolic acids as affected by soil properties. *Biology and Fertility of soils*. 39, 235-242.
- CETENAL, comisión de Estudios del Territorio Nacional. 1974. Carta edafológica (F-13-D-88) Villa Chavinda. Escala 1:50 000. Villa Chavinda, Michoacán, México.
- CHAMBOULEYRON J.L. 1980. Enciclopedia Argentina de Agricultura y Jardinería. Tomo II Fascículo 4.3.2. Riego y drenaje. Editorial ACME.
- CHENG H.H. 1990. "Pesticides in the soil environments –An overview. En: Pesticides in the soil environment: processes, impacts, and modeling". (H. Cheng, Ed.). Soil Science Society of America, book series No. 2, Madison, WI, pp. 1–5.
- CHINDAH A.C., SIKOKI F.D. y IJEOMA V.A. 2004. Toxicity of an organophosphate pesticide (Chloropyrifos) on a common Niger delta wetland fish, *Tilapia guineensis*
- CICLOPLAFEST, 2010. *Catálogo oficial de plaguicidas*. Comisión Intersecretarial para el Control del Proceso y Uso de Plaguicidas, Fertilizantes y Sustancias Tóxicas. México D.F. 483 pp.
- CICOPLAFEST, 1991. comisión Intersecretarial para el Control del Proceso y Uso de Plaguicidas, Fertilizantes y Sustancias Tóxicas. 1991. Catálogo Oficial de Plaguicidas. México.
- CICOPLAFEST, 2004. Catálogo Oficial de Plaguicidas, México. Comisión Intersecretarial para el Control del Proceso y Uso de Plaguicidas, Fertilizantes y Sustancias Tóxicas. Secretaría de Salud. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. Secretaria de medio ambiente y recursos naturales. México.
- CICOPLAFEST, 2013. comisión Intersecretarial para el Control del Proceso y Uso de Plaguicidas, Fertilizantes y Sustancias Tóxicas. Plaguicidas. México. [En línea]. www.sagarpa.gob.mx/Cicoplafest/. Consultado: 03/09/2013.
- CODEX ALIMENTARIUS. 2012. Límites máximos permisible de residuos de plaguicidas en alimentos. Normas internacionales de los alimentos.
- COFEPRIS, comisión federal para la protección contra riesgos sanitarios. 2010. Catálogo de plaguicidas. [en línea]. <http://www.cofepris.gob.mx/Paginas/CatalogoPlaguicidas.aspx>
- CONAGUA, comisión nacional del agua. 2012. tomado de: <http://smn.cna.gob.mx/climatologia/map-lluv/tabla.gif> el 06 de Noviembre de 2012
- CONDARCO A.G. 2007. "Fundamentos técnicos para el uso y manejo correcto de plaguicidas", el mundo de los plaguicidas 2. Bolivia, La paz.
- COOPER M.P. y VIDAL T.P. 2005. Chaplot V. Origin of microaggregates in soils with ferrallic horizons. *Science Agriculture (Piracicaba, Braz.)* 62: 256-263.
- CORIA A.V. 1999. Ciclo de vida, fluctuación poblacional y control de barrenador de la semilla del aguacate (*Conotrachelus perseae* Barber, *C. aguacatae* B.) (Coleóptera:

- Curculionidae) en Ziracuaretiro. Michoacan, México. Revista Chapingo Serie Horticultura 5:313-318.
- CORTINAS N.C. 2005. Coordinadora Nacional Técnica del Proyecto para Habilitar a México a formular el Plan Nacional de Implementación (PNI) para dar cumplimiento al Convenio de Estocolmo, no constituye una opinión oficial y es solo la responsabilidad de la autora.
- CORWIN D.L. y LESCH S.M. 2005. Characterizing soil spatial variability with apparent soil electrical conductivity I. Survey protocols Computers Electronics Agric. 46: 103-133
- CORWIN D.L., LESCH S.M., OSTER J.D. y KAFFKA S.R. 2006. Monitoring management-induced spatio-temporal changes in soil quality through soil sampling directed by apparent electrical conductivity Geoderma 131: 369-387
- COSCOLLÀ R.A. y COSCOLLÀ C.A. 2006. Cómo disminuir o eliminar los residuos de plaguicidas en frutas, hortalizas y alimentos transformados, 71-111, Ed. Phytoma.
- CRUZ R.G. y COLEMAN N.T. 1975. Reactions responsible for high pH of Nasaturated soils and clays. Journal of Soil Science, v.26, p.169-175.
- CUCCI G.T., CALIANDRO A.C. y LACOLLA G.G. 2006. Structural aggregates' stability in soils irrigated with sodic-saline water and subsequently reclaimed. 18th World Congress of Soil Science (July 9-15, 2006). Philadelphia, USA.
- DANE H.J. y KLUTE A.R. 1977. Salts effects on the hydraulic properties of a swelling soil. Soil Sci. Soc. Am. J. 41: 450 – 456.
- DAS M.L., SINGHANDHUPE R.B., KANAN K.M., ANTHONY E.G. y CHAKRABARTY H.S. 2006. Soil–crop response under wastewater irrigation: a case study in sub-humid orissa. 18th World Congress of Soil Science (July 9-15, 2006). Philadelphia, USA.
- DAVIS J.G. 2006. Manure: healer of the land. 18th World Congress of Soil Science (July 9-15, 2006). Philadelphia, USA.
- DEVASHIS S.I. y RAMEN K.K. 2005. Metabolismo de clorpirifos en relación con su efecto sobre la disponibilidad de algunos nutrientes de las plantas en el suelo. Chemosphere, 61: 1273-1280.
- DOF M.U. 1991. Relación de plaguicidas prohibidos para su importación, fabricación, formulación, comercialización y uso en México. Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos. Diario Oficial de la Federación. México, D.F. pp. 1-9.
- DORRONSORO C.S. 2001. Contaminación de suelos por sales solubles. Universidad de Granada.
- DUA V.K., PANT C.S. y SHARMA V.P. 1996. Determination of level of HCH and DDT in soil, water, and whole blood from bioenvironmental and insecticide sprayed areas of malaria control. Indian Journal of Malariology. 33:1 7-15 India.
- DURAN C.R., HERNÁNDEZ G.R. y ARANA M.O. 1994. Efecto de las aguas residuales en la agricultura (con énfasis en la horticultura). Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma de Chapingo, Edo. De México.

- USDA, departamento de Agricultura de los Estados Unidos de Norteamérica. 1999. Guía para la evaluación de la calidad y salud del suelo. EE.UU.
- EDELSON J.V. y MAGARO J.J. 1988. Development of onion trips, Thrips tabaco Lindeman, as a function of temperatura. South Western Entomol. 12:171-176.
- ELLMAN G.F., COURTNEY K.D., VALENTINO A.P. y FEATHERSTONE R.T. 1961. A new and Rapid Colorimetric Determination of Acetylcholinesterase Activity. Biochem Pharmacol. 7: 88.
- EMERSON W.W. 1984. Soil structure in saline and sodic soils. In: Shainbert, I.; Shalhevet, J. (Eds.). Soil salinity under irrigation. Springer, Berlin.
- EPA, agencia de protección ambiental. 1996. Organochlorine pesticides by gas chromatography-method 8081A. Sulfur clean up-method 3660B. Soxhlet extraction-method 3540C. U.S. Environmental protection agency. Washington, DC. Pp. 1-7: 1-8: 1-6.
- EPA, agencia de protección ambiental. 2004. Límites máximos de residuos en alimentos. <http://www.epa.gov/pesticides/a-z/index.htm>. Consulta del 07/05/11
- ESTRADA G.F. 2008. Calidad química del agua subterránea como factor de degradación de los suelos de la ciénega de chapala. Tesis de maestría. Instituto Politécnico Nacional. Pág. 101.
- ETTIENE G.P., ORTEGA S.G., MEDINA D.A., SEPÚLVEDA J.S. y SANDOVAL L.G. 2008. Optimización y validación de un método de extracción y limpieza en fase sólida para la determinación de insecticidas organofosforados en cebollín (*Allium fistulosum* L.) y cilantro (*Coriandrum sativum* L.). Revista de la Facultad de Agronomía, 25, 550-569.
- EVANGELISTA I.M. y CANDELA L.H. 1998. Plaguicidas: aspectos ambientales, analíticos y toxicológicos: Digitalia.
- FAGERIA V.D. 2001. Nutrient interactions in crop plants. Journal of Plant Nutrition, 24(8):1269-1290.
- FAO, organización de las naciones unidas para la alimentación y la agricultura. 1980. Metodología provisional para la evaluación de la degradación de los suelos. FAO – PNUMA – UNESCO, Roma, Italia ,86 p,
- FAO, organización de las naciones unidas para la alimentación y la agricultura. 1986. International Code of Conduct on the Distribution and Use of Pesticides. Roma: FAO, 1986; 28
- FAO, organización de las naciones unidas para la alimentación y la agricultura. 2008. México. [En línea]. <http://www.fao.org>. Consultado: 15/03/2012
- FAO, organización de las naciones unidas para la alimentación y la agricultura. 2009. World Reference Base for Soil Resources, by ISSS–ISRIC–FAO. World Soil Resources Report No. 84. Rome.
- FAO, organización de las naciones unidas para la alimentación y la agricultura. 2012. Límites máximos permisibles de plaguicidas en hortalizas. Normas internacionales de los alimentos.

- FAO/OMS, C.M. 2011. Importancia de la inocuidad de los alimentos para la salud y el desarrollo. Ginebra: FAO/OMS.
- FARAHANI H.J. y FLYNN R.L. 2007. Map quality & zone delineation as affected by width of parallel swaths of mobile agricultural sensors. *Precision Agric.* 96: 151-159.
- FASSBENDER H.W. 1975. Química de suelos. IICA. Turrialba.
- FDA, Agencia de Alimentos y Medicamentos. 2009. Inocuidad de alimentos para exportación. [En línea]. <http://www.fda.org>. Consultado: 15/03/2012
- FERNÁNDEZ L.G. 1983 Manejo seguro de plaguicidas. Agroindustria. San José, Costa Rica: Leuper S.A.
- FERREIRA M.F., GUINDANI C.D., UNGARO M.S. y BAGDONA M.P. 1988. Residues of organochlorine and organophosphorus insecticides in soils of Sao Paulo State. Sao Paulo, Brasil: Biologica.
- FERRER J.A. 2003. Pesticide poisoning. *Annales Sis. San Navarra.* 26: 155-171.
- FERRER J.A. y OURRACARIET G.D. 1996. Riesgo de colapso en suelos yesosos incorporados al riego. XV° Congreso Argentino de la Ciencia del Suelo, Santa Rosa, Argentina, 19 – 24 mayo, p. 297.
- FITZPATRICK R.W., BOUCHER S.C., NAIDU R.S. y FRITSCH E.F. 1994. Environmental consequences of soil sodicity. *Aust. J. Soil Res.* 32: 1069 – 1093.
- FOX M.L. 2004. Identifying soils with potential of expanding sulfate mineral formation using electromagnetic induction. Thesis for Degree of Master of Sciencef Kansas State University
- FRANK R.H., BRAUN T.K. y RIPLEY B.C. 1990. Residues of insecticides and fungicides on Ontario grown vegetable, 1986-1988. *Food, Additives and Contaminants* 7(4): 545-554.
- GALLARDO J.F. y GONZÁLEZ M.I. Suelos forestales de El Rebollar. III: Nuevas aportaciones. *Anu. Cent. Edaf. Biol. Apli. Salamanca*, 1983; 9: 223-232.
- GARCÍA S.N. y NAVARRO A.B. 2006. Comportamiento de los plaguicidas en el medio ambiental. (9, 95). Secretaria General Técnica.
- GASCA V.C. 2010. Cambio en el psi y la ras de un suelo y su influencia en la Actividad biológica y la biomasa microbiana. Universidad nacional de Colombia Facultad de ciencias agropecuarias, Coordinación general de postgrados. Palmira
- GETZIN L.W. 1985, Factores que influyen en la persistencia y eficacia de clorpirifos en el suelo. *Sociedad Entomológica de America* , 78: 412-418.
- GOLDFRANK L.R., LEWIN N.A. y FLOMENBA U.N. 2006. Toxicologic Emergencies. Chapter 109 Organic phosphorus compounds and carbamates. 1497-1512 McGrawHill 8a Edicion. 2006
- GOMERO O.L., y VELÁSQUEZ A.H. 1999. Manejo Ecológico de Suelos; Conceptos, Experiencias y Técnicas. Lima, Perú: Red de Acción en Alternativas al uso de Agroquímicos - RAAA.

- GUPTA B.R. 2006. Efficacy of organic amendments integrated with gypsum on amelioration and crop productivity of sodic land. 18th World Congress of Soil Science (July 9-15, 2006). Philadelphia, USA
- GUPTA R.K. y ABROL I.P. 1990. Reclamation and management of alkali soils. *Indian J. Agric. Sci.* 60(1):1-16.
- GONZÁLEZ M.D. 1985. Toxicología CEPIS/OPS, Plaguicidas organofosforados y carbamatos.
- GHASSEMI F.H., JAKEMAN A.J. y NIX H.A. 1995. Salinization of Land and Water Resources. Human Causes, Extent, Management and Cases Studies, CAB International, 526 pp.
- GUERRERO A.J., PLA S.S. y CAMACHO R.S. 2002. A model to explain high values of pH in an alkali sodic soil. *Scientia Agrícola* 59(4):763-770.
- GUERRERO A.J., PLA S.S. y CAMACHO R.S. 2004. Génesis de un suelo sódico alcalino en Chaguaramas, estado Guárico, Venezuela. *Agronomía Trop.* 54(4):433-459.
- GARCIA N.A. 2005. Área de Edafología y Química Agrícola, Universidad de Extremadura, Departamento de Biología y Producción de los Vegetales.
- GIL M.E. 2006. Informe ciudadano de la situación de los contaminantes orgánicos persistentes en Venezuela. Fundación Aguaclara. <http://www.agiaclara.org/pdf/proipep-20060827.pdf>. (Consulta del 28/02/2012).
- GONZÁLEZ S.E. 2006. Seguridad, Calidad e Inocuidad Alimentaria para México. Ciudad Victoria, Tamaulipas: Unidad Académica Multidisciplinaria Agronomía y Ciencias – UAT. Directrices generales sobre muestreo. CAC/GL 50-2004
- GUERRERO J.P., CAMACHO P.I., VALERA A.S. y FERRER J.A. 2007. Génesis de un suelo salino-sódico de Tucupido, estado Guárico-Venezuela, *Agronomía Trop.* v.57 n.3 Maracay set.
- GARCÍA I.R. y DORRONSORO C.F. 2013. Introducción a la edafología Contaminación del suelo. México.
- HALL A.S. 1987. *Igneus Petrology*. Longman Scientific y Technical. 573 pp
- HAMERS T.R., MATHIJS G. D., ALBERTINKA J.L., y KOEMAN, J.H. 2000. Biological and chemical analysis of the toxic potency of pesticides in rainwater. *Chemosphere* 45: 609-624.
- HAMLET C.U. 2001. Informe sobre el agua de riego adecuada para los cultivos. México, Distrito federal.
- HAYNES R.J. y RIETZ D.N. 2006. Effect of irrigation-induced salinity and sodicity on sugarcane yields, soil chemical and microbial properties. 18th World Congress of Soil Science (July 9-15, 2006). Philadelphia, USA.
- HAYO V.H. y VAN D.W. 1996. *Agric. Ecosys. Environ.*, 60, 81-96.
- HEINIGER R.W. y MCBRIDE R.G. 2003. Using soil electrical conductivity to improve nutrient management. *Agron. J.* 95: 508-519

- HENAO H.S. y COREY G.G. 2001. Plaguicidas organofosforados y carbamicos, Centro Panamericano de Ecología Humana y Salud
- HENAO H.S. y COREY G.G. 2011. Plaguicidas Organofosforados y Carbamatos. México: Centro panamericano de Ecología humana y salud.
- HENAO H.S. y COREY O.G. 1991. Plaguicidas inhibidores de las colinesterasas. México. Centro Panamericano de Ecología Humana y Salud. Programa de Salud Ambiental. OPS y OMS. 1991, pp.4-5; 18, 20.
- HENAO S.R. y COREY G.F. 1991. Plaguicidas inhibidores de las colinesterasas. Metepec, México: Centro Panamericano de Ecología Humana y Salud. ECO/OPSIMS; 1991.
- HENDI E.J y PEAKE B.M. 1996. Organochlorine pesticides in a dated sediment core from Mapua, Waiwea Inlet, New Zeland. Marine Pollution Bulletin. 32:10 751-754. New Zeland.
- HERNÁNDEZ A.D., HANSEN A.F. y ANNE M.B. 2011. Uso de plaguicidas en dos zonas agrícolas de México y evaluación de la contaminación de agua y sedimentos. Revista Internacional de Contaminación Ambiental, vol. 27, núm. 2, pp. 115-127.
- HERNÁNDEZ A.R. SISINNO M.N. Y LLANES M.N. 2003. Residualidad de insecticidas en arroz. oryza sativa l. Fitosanidad, vol. 7, núm. 2, junio, pp. 59-61, Instituto de Investigaciones de Sanidad Vegetal. Cuba.
- HERNÁNDEZ E.F. 2013. México, líder global en exportación de cebolla, Mexican Business Web. Retrieved from <http://www.mexicanbusinessweb.mx/sectores-productivos-de-mexico/agropecuario/>
- HERNÁNDEZ F.S. 2011. Asistencia Técnica Agrícola. Obtenido de Información generada para los agricultores por agro tecnología tropical: <http://www.agro-tecnologia-tropical.com>
- HERRÁIZ A.S., SAMPER J.H., CAPILLA J.E. y ESPAÑA I.T. 1999. La contaminación de las aguas subterráneas: un problema pendiente: Instituto Tecnológico Geominero de España.
- HILLEL D.P. 2006. Uses and abuses of soil and water resources: an historical review. 18th World Congress of Soil Science (July 9-15, 2006). Philadelphia, USA.
- HORNA O.M. 2002. Niveles de colinesterasa sérica en agricultores de la localidad de carapongo (Perú) y determinación de residuos de plaguicidas inhibidores de la acetilcolinesterasa en frutas y hortalizas cultivadas. Licenciatura, Universidad Nacional Mayor de San Marcos Lima, Perú.
- HUNTER D.T y PADILLA S.A. 1999. Influence of storage conditions on the stability of cholinesterase activity in plasma and brain tissue taken from carbamate or organophosphorus pesticide-treated rats. Tox Meth 1999; 9:189-199.
- IANNACONE J.S., ALVARINO L.G., CABALLERO C.S. y SANCHEZ J.S. 2000. Cuatro ensayos ecotoxicologicos para evaluar lindano y clorpirifos. Gayana (Concepc.)

- [en línea]. 2000, vol.64, n.2 [citado 2013-04-29], pp. 139-146. Disponible en: <<http://www.scielo.cl/scielo.php>.
- ICCB (International Commission for Bee Botany), 1985. Third symposium on the harmonization of methods for testing the toxicity of pesticides to bees, Rothamsted experimental station, England.
- IICA. 2011. Seminario de actualización periodística: "Los grandes temas de la agricultura mundial". Seguridad alimentaria. México.
- INE, 2010. Sistema de Consulta de Plaguicidas. Lista de Plaguicidas Prohibidos en México [en línea]. <http://www2.inecc.gob.mx/sistemas/plaguicidas/lprohibi.html> 15/04/2013
- INEGI (Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática). 2006-2011. México, plaguicidas restringidos. [En línea]. <http://server.inegi.org.mx>, Consultado: 18/03/2012.
- Jaurixje M.J., Margareth S.E., Torres J.S., Duilio M.B. y Henríquez M.C. 2013. Propiedades físicas y químicas del suelo y su relación con la actividad biológica bajo diferentes manejos en la zona de Quíbor, estado LaraBioagro [en línea] 2013, 25.
- Jayawardane N.S. y Chan K.Y. 1994. The management of soil physical properties limiting crop production in Australian sodic soils. A review. *Australian Journal of Soil Research*. 32 (1) pp. 13-44.
- Jeyaratnam J.S. y Maroni M.G. 1994. *Journal Toxicology*, 91:17
- Johnson C.K., Doran J.W., Wienhold B.J. y Shanahan J.F. 2001. Fieldscale electrical conductivity mapping for delineating soil condition. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 65:1829-1837
- Kaplan L.A. y Pesce A.J. 1986. *Química Clínica de Laboratorio – fisiopatología métodos de análisis*. Ediciones Panamericanas. Buenos Aires 1986.
- Kaur J.R., Choudhary O.P. y Singh B.C. 2006. Microbial biomass and different extractable organic carbon pools as influenced by sodic water irrigation, gypsum and organic amendemnts under rice-wheat system. 18th World Congress of Soil Science (July 9-15, 2006). Philadelphia, USA.
- Kulczycki C.D., Navarro R.G., Turaglio E.H., Becerra V.D. y Sosa A.G. 2012. Cinética de degradación persistencia de clorpirifos en mandarinas y naranjas del Noreste argentino (NEA).
- Lal P.L. y Saxena D.P. 1982. Accumulation metabolism and effects of organochlorine insecticides on micriorganisms. *Microbiological Reviews* 46: 95-127.
- Lazara O.S., Ortega S.F. y Morales M.N. 1998. Participación de la arcilla y la materia orgánica en la capacidad de intercambio catiónico de vertisoles de la provincia Granma. *Terra* vol. 16 núm. 3, Cuba.
- López C.L. 1993. Exposición a plaguicidas organofosforados. *Perspectivas en Salud Pública* N.o 18. México: Instituto Nacional de Salud Pública, 1993.

- LEGASPY U.J. 1986. Intoxicación por plaguicidas Organofosforados y Carbamatos. IMSS. México, D.F. 42 pp.
- LIOY P.J. 1990. Assessing total human exposure to contaminants. A multidisciplinary approach. *Environ. Sci. Technol.* Vol.24: 938-945.
- LÓPEZ L.T. y LÓPEZ M.S. 1993. Effect of exposure to organophosphate pesticides on serum cholinesterase levels. *Arch Environ Health* 1993; 48:359-363.
- LEBRON I.R., SUAREZ D.L., ALBERTO F.D. 1994. Stability of the Calcareus Saline-Sodic Soil During Reclamation. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 58: 1753 – 1762
- LÓPEZ R.M. 2000. Patrones espaciales en fertilidad del suelo dentro del área de San Gabriel - Carchi - Ecuador. MSc thesis, Wageningen University, Wageningen, The Netherlands.
- LEVY G.J. 2000. Sodicity. In: *Handbook of soil science 2000*. Editor: Malcolm E. Summer, CRC Press. pp 37
- LAL R.S. 2004. Soil carbon sequestration impacts on global change & food security. *Science* 304: 1623-1627.
- LU R.J. 2006. Degradation of pesticides in nursery recycling pond waters. *Journal of agricultural and food chemistry.* 54(7): p. 2658-2663.
- MAAS J.L. 1990. Toxicity of Pesticides. *Rep.No.82, Lab.for Ecotoxicol., Inst.for Inland Water Manag.and Waste Water Treatment* 15: 4 p.(DUT).
- MADER P.A., FLIEBACH A.T., DUBOIS D.L., GUNST L.P., FRIED P.M. y NIGGLI U.P. 1998. Fertilidad del suelo y biodiversidad en agricultura ecológica.
- MALAVOLTA E.D., LOPES A.S. y GUILHERME L.R. 1991. Fertilizantes, correctivos y productividad. Simposio "Productividad agrícola"43 Reunión Anual de U.F.R.R.J., Italia.
- MAROTO, J.V. 2002. Horticultura herbácea especial. 5ta. Ed. Editorial Mundi-Prensa. España. 702 pp.
- MARTÍNEZ G.K., VERLINDEN J.V., GIRÁLDEZ A.J., ESPEJO E.K., RODRÍGUEZ R.R., ORDÓÑEZ S.H. y MURIEL J.L. 2009. Use of apparent electrical conductivity as secondary information for soil organic carbon spatial characterization. *Estudios en la Zona no Saturada del Suelo.* Vol IX.
- MARTÍNEZ M.T. 2011. Calidad sanitaria en la producción de nopal verdura (*Opuntia* sp) en Otumba, México. Tesis de doctorado. Postgrado de Fitosanidad Entomología y Acarología. Colegio de Postgraduados. Montecillo. México.
- MASSIEU Y.C. 2000. Bioseguridad Global: el mundo y su protocolo internacional. *El Cotidiano*, Universidad Autonoma Metropolitana - Azcapotzalco, 76-88.
- MASTOVSKA K.F, DORWEILER K.J., LEHOTAY S.J., WEGSCHEID J.S., y SZPYLKA K.A. 2010. "Pesticide multiresidue analysis in cereal grains using modified QuEChERS method combined with automated direct sample introduction GC-TOFMS y UPLC-MS/MS techniques" (2010) *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 58, 5959–5972

- MCMILLAN J.H. y SCHUMACHER S.P. 1993. Research in education: A conceptual introduction (3^a ad.). New York: Harper Collins Collage Publishers.
- MENDOZA R.C. 2006. Representación gráfica de la contaminación de un ambiente acuático por el uso de plaguicidas. Modelo conceptual. Lugar de impresión.
- MILESON B.E., CHAMBERS J.E., CHEN W.L., DETTBARN M.W., EHRICH A.T., ELDREFRAWI D.W., GALOR K.R. y HAMERNIK E.H. 1998. Common mechanism of toxicity: a case study of organophosphorus pesticide. *Toxicological Science*, 41:8-20.
- MILLER-MILLER. 1993. Estadística para la química analítica. McGraw Hill. 3ra edición. México.
- MILLS P.K. y YANG R.G. 2003. Prostate cancer risk in California Farm workers. *The Journal of Occupational and Environmental Medicine*, 45(3):249-258.
- MONTAÑES L.A. y HERAS L.G. 1970. Influencia del contenido de carbonato cálcico sobre la fijación de hierro. Universidad de zaragosa.
- MORENO I.A., BONADEO E.G., HAMPP E.M., URBANI D.K. y BONGIOVANNI M.G. 2006. Agregado de yeso y dinámica de sales y pH en suelos con horizontes salinos subsuperficiales. XX Congreso Argentino de la Ciencia del Suelo. 19 al 22 de septiembre de 2006. Salta. Argentina.
- MORRISON R.J., HARRISON N.M., y CANGGIYA P.C. 1996. *Environ. Poll.*, 93(2), 159-167.
- MURRAY N.S., BOJÓRQUEZ S.A., y HERNÁNDEZ J.R. 2011. Efecto de la materia orgánica sobre las propiedades físicas del suelo en un sistema agroforestal de la llanura costera norte de Nayarit, México. *Revista Bio Ciencias Vol. 1. 2* Pág. 27-35
- MÁRQUEZ D.A. 1963. La lucha contra la langosta en México. Colegio de Ingenieros Agrónomos en México, A.C. México.
- MACALADY D.S. y WOLFE N.O. 1983. New perspectives on the hydrolytic degradation of the organophosphorothioate insecticide chlorpyrifos. *Journal of agricultural and food chemistry*. 31(6): p. 1139-47.
- MARTÍN, M.J. 1985. Los plaguicidas: Adsorción y evolución en el suelo, Centro de Edafología y Biología Aplicada.
- MARTÍN M.J., CAMAZANO S.P. y SALAMANCA C.D. 1985. Los plaguicidas: Adsorción y evolución en el suelo: Centro de Edafología y Biología Aplicada.
- MC CONNELL R.K., PACHECO F.S., y MAGNOTTI R.S. 1990. Crop duster aviation mechanics: High risk for pesticide poisoning. *Am J Pub Health* 1990;80:1236-1239
- MARTÍNEZ T.M., SALMERÓN V.G. y GONZÁLEZ L.J. 1992. Efecto de las metilpirimifos insecticidas clorpirifos y sobre la microflora del suelo en un suelo franco agrícola. *Plant and soil*, 147: 25-30.
- MOSS D.L., HENDERSON A.L. y KACHMAN J.F. 1994. En: C Burtis. editors. *Tietz Textbook of Clinical Chemistry*. Philadelphia: W.B. Saunders Company; 1994. p.877-882.
- MILIARIUM A.S. 1999. Características físico-químicas de pesticidas. Miliarium. España.

- MARQUARDT S.M. 2002. Pesticidas, parakeets, and unions in the Costa Rica banana industry, 1938-1962. *Lat Amer Res Rev* 2002; 37(2):3-36.
- MALLARINO A.P. y WITTRY D.J. 2004. Efficacy of grid and zone soil sampling approaches for site-specific assessment of phosphorus, potassium, pH, and organic matter. *Precision Agric.* 5: 131-144.
- MOHAMMAD H.D. y VARELA S.F. 2008. Insecticidas Organofosforados: Efectos sobre la salud y el medio ambiente. Ciudad Juárez, Chihuahua, México.
- MARTÍNEZ S.M. 2008. Tejido adiposo: indicador de la contaminación por plaguicidas Organoclorados. *Revista de la Facultad de Salud Pública y Nutrición*, 9. Retrieved from <http://www.respyn.uanl.mx/>
- MILIARIUM A.S. 2010. Características físico-químicas de los plaguicidas. [cited 10/11/12 Available from: <http://www.miliarium.com/Prontuario/Tablas/Quimica/Pesticidas.asp>.
- MARTÍNEZ B. E. 2012. Determinación de Paratión Metílico por espectrofotometría en suelo de zonas gregarígenas de *Schistocerca piceifrons piceifrons* y su probable efecto en la apicultura Maestría, Universidad Autónoma de San Luis Potosí, San Luis Potosí, México.
- NAIR A.R., MANDAPATI P.R., DUREJA P.D. y PALLAI M.V. 1996. *Bull. Environ. Cont. Toxicol.*, 56(1), 58-64.
- NAVARRO S.N. 1996. Comportamiento de los plaguicidas en el medio ambiente. 9. Retrieved from <http://www.magrama.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/hojas>.
- NAVARRO G.S. y BARBA N.A. 1995. Comportamiento de los plaguicidas en el medio ambiente. Murcia, España.
- NARVÁEZ G.G. 2012. Muestreo y control de trips en cultivo de cebolla, Enlace-Innovación-Proceso. Retrieved from <http://www.producechihuahua.org>.
- NOM-021-SEMARTAT-2000, especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos, estudio, muestreo y análisis. SEMARNAT, 2000.
- NMX-AA-036-SCFI-2001, análisis de agua - determinación de acidez y alcalinidad en aguas naturales, residuales y residuales tratadas - método de prueba. CONAGUA y Secretaría de economía. 2001.
- NMX-AA-073-SCFI-2001, análisis de agua - determinación de cloruros totales en aguas naturales, residuales y residuales tratadas - método de prueba. CONAGUA y Secretaría de economía. 2001.
- NMX-AA-074-1981, análisis de agua - determinación del ion sulfato, 1981. Secretaría de comercio y fomento industrial.
- ONGLEY E.D. 1996. "Control of water pollution from agricultura". FAO Irrigation and Drainage Paper 55. Roma, Italia, 111 pp.
- OMS, organización mundial de la salud, 1990. Organización Panamericana de la Salud (OPS), Centro Panamericano de Ecología Humana y Salud. Serie Vigilancia, 9. Plaguicidas organoclorados. México: OMS/OPS.

- OMS, organización mundial de la salud, 1993. Organización Panamericana de la Salud (OPS), División Salud y Ambiente. Plaguicidas y salud en las Américas, Washington: OMS/OPS.
- ORTEGA C.J., ESPINOSA T.F. y LÓPEZ C.L. 1994. El control de los riesgos para la salud generados por los plaguicidas organofosforados en México: retos ante el Tratado de Libre Comercio. *Salud Pública, México*. 36:624-632.
- ORTIZ B.F., LÓPEZ M.F., FERNÁNDEZ M.L., YRUELA M.C., NAVAS J.A., LÓPEZ J.K., LIROLA J.S. y MORALES A.M. 2003. Aplicación de plaguicidas. Nivel Cualificado. Junta de Andalucía–Consejería de Agricultura y Pesca. 2ª Edición. Andalucía, España. 235 pp.
- ORTIZ W.A. 1996. Política Económica de México: 1982 - 1995. Dos Sexenios Neoliberales. México: Nuestro Tiempo.
- OSU Extension Pesticide Properties Database, J.J. Jenkins and P.A. Thomson, Oregon State University Extension Service, January 1999.
- OTT W.R. 1985. Total human exposure. *Environ. Sci. Technol.* Vol.19: 880-886.
- PADILLA S.J., PLAZA B.A., ROMERO G.R., GARRIDO F.A. y MARTÍNEZ V. J. 2010. "Application of a quick, easy, cheap, effective, rugged and safe-based method for the simultaneous extraction of chlorophenols, alkylphenols, nitrophenols and cresols in agricultural soils, analyzed by using gas chromatography–triple quadrupole-mass spectrometry/mass spectrometry". *Journal of Chromatography A*, 1217, 5724–5731
- PALACIOS V.O. y ACEVES N.E. 1994. Instructivo para el muestreo registro de datos e interpretación de la calidad del agua de riego agrícola. Centro de Hidrociencias-CP. Montecillo, México. 49 p.
- PALANCAR T.C. 2007. Compresibilidad y resistencia al corte de suelos salinizados y sodificados por irrigación. Tesis doctoral; Facultad de ciencias agrarias y forestales. Universidad nacional de la plata, Argentina.
- PARRA S. D. y PÁEZ M.P. 1990. Determinación de plaguicidas organoclorados en agua por cromatografía de gases, Universidad del Valle, Dpto. de Química., Colombia, Memorias del II Simposio Internacional sobre "Efectos de los plaguicidas sobre el ambiente y la salud humana".
- PAZ E.A. 2012. Los plaguicidas aquí y ahora, organización de las naciones unidas para la educación, ciencia y cultura. Montevideo,
- PÉREZ L.M. 2009. Metodologías analíticas alternativas para la determinación de plaguicidas en aguas y productos agroalimentarios. Doctorado, Universidad de la Laguna, España.
- PÉREZ M.A., SEGURA A.L., GARCÍA R.P., COLINAS T.R., PÉREZ M.S., VÁZQUEZ A.G. y NAVARRO H.R. 2009. Residuos de plaguicidas organofosforados en cabezuela de brócoli (*Brassica oleracea*) determinados por cromatografía de gases. *Revista internacional de contaminación ambiental*, 25(2), 103-110. Recuperado en 15 de enero de 2014, de <http://www.scielo.org.mx/scielo>.

- PICÓ J.Y. y FONT G. K. 2003. Revisión de los métodos de determinación de residuos de plaguicidas organofosforados en alimentos. *Revista de Toxicología*, 20(3) 166-175. Recuperado de <http://www.redalyc.org>
- PIERRE F.H. y BETANCOURT P.D. 2007. Residuos de plaguicidas organoclorados y organofosforados en el cultivo de cebolla en la depresión de Quíbor, Venezuela. *Bioagro* [online]. 2007, vol.19, n.2 [citado 2012-09-13], pp. 69-78. Disponible en: <<http://www.scielo.org.ve/scielo>.
- PIZARRO F.B. 1985. Drenaje agrícola y recuperación de suelos salinos. Ed. Agrícola Española S.A., 2º Ed., Madrid. Cap. 3 y 4. 542 p.
- PLA I.K. 2006. Modelling the processes of soil salinization and sodification in irrigated lands: new approaches. 18th World Congress of Soil Science (July 9-15, 2006). Philadelphia, USA.
- POZO C.M., MARTÍNEZ T.B, SALMERÓN M.V, RODELAS V.O., y GONZÁLEZ L.B. 1995. Efecto de clorpirifos en la actividad microbiana del suelo. *Toxicología y Química Ambiental*, 14: 187-192. doi: 10.1002/etc.5620140201
- QADIR M.P., NOBLE A.O., YAU S.K. y MURTAZA G.P. 2006. Crop-based management opportunities for sodium- and boron-affected soils. 18th World Congress of Soil Science (July 9-15, 2006). Philadelphia, USA.
- RACKE K.D., FONTAINE D.D., YODER R.N. y MILLER J.R.1994. La degradación de clorpirifos en el suelo a tasas de aplicación termiticida. *Pestic. Sci.*, 42: 43-51. doi: 10.1002/ps.2780420108
- RAMESH A.A., BALASUBRAMANIAN M.N. 1999. The impact of household preparations on the residues of pesticides in selected agricultural food commodities available in India. *J AOAC Int* 82:725-737.
- RAMÍREZ R.S., GUEMES G.M., BARTOLO R.B. 2010. Plagas y enfermedades del cultivo de cebolla. Zacatepc, Morelos, México.
- RAMÍREZ H.R. 2008. Iniciativa de Ley de planeación para la Inversión Rural y la Seguridad Alimentaria, Senado de la República, México.
- RAMÍREZ J.A. y LACASAÑA M.O. 2001. "Plaguicidas: clasificación, uso, toxicología y medición de la exposición", *Arch Prev Riesgos Labor*, 4(vol. 2), 67-75.
- RASHID A.D. 2006. Soil salinity and associated nutrient constraints in indian subcontinent. 18th World Congress of Soil Science (July 9-15, 2006). Philadelphia, USA.
- REAL M.O. 2009. Adsorción, persistencia y movilidad de compuestos orgánicos polares contaminantes de suelo. Doctorado. Universidad de Sevilla, Sevilla, Andalucía.
- REPETTO M.P. y CAMEAN A.T. 1995. *Toxicología avanzada*.
- RHOADES J.D. 1997. Sustainability of irrigation: An overview of salinity problems and control strategies. Annual Conference: Footprints of Humanity. Reflection on fifty years of water resource developments. Lethbridge, Alberta, Canadá, 3 – 6 Junio, p.1 – 42.

- RHOADES J.D., MANTEGHI N.A., SHOUSE P.J. y ALVES W.J. 1989. Soil electrical conductivity and soil salinity: New formulations and calibrations Soil Sci. Soc. Am. J. 53: 433-439.
- RICHARDS L.R. 1956. Diagnóstico y rehabilitación de suelos salinos y sódicos. Manual de agricultura N° 60. Laboratorio de Salinidad de los Estados Unidos de América. Departamento de Agricultura (USDA). Washington. 172pp.
- RISSATO S.M., GALHIANE V.B., XIMENES R.D., ANDRADE J.J., TALAMONI M.L., LIBANIO M.R., DE ALMEDIA B.A., APON J.K. y CAVALARI A.F. 2006. Organochlorine pesticides and polychlorinated biphenyls in soils and water samples in the northeastern part of sao paulo state, Brazil. Chemosphere 65:1949 -1958.
- RODRÍGUEZ S.J., LÓPEZ M.J., GARCÍA C.M., SALAZAR S.E., ZÚÑIGA T.R. y VÁZQUEZ V.C. 2006. Evaluación de plaguicidas organoclorados en suelos de la Comarca Lagunera, México. Agrofaz: publicación semestral de investigación científica, 77-84.
- ROSENSTOCK L.M., KEIFER W.L. DANIELLE R.M. MCCONNELL M.L. y CLAYPOOLE K.P. 1991. Chronic central nervous system effects of acute organophosphate pesticide intoxication. Lancet, 338:223-227.
- ROZAS M.E. 1995. Plaguicidas en Chile. Observatorio Latinoamericano de Conflictos Ambientales - Instituto de Ecología Política, 1955, e- mail: aplaguei@rdc.cl <http://www.relca.net/oca>
- RUIZ V.M. y WU L.M. 2006. Effects of salinity, sodicity, and clay mineralogy on soil physical and hydraulic properties. 18th World Congress of Soil Science (July 9-15, 2006). Philadelphia, USA.
- SAGARPA (Secretaría de agricultura, ganadería, desarrollo rural, pesca y alimentación). Análisis de estacionalidad de la producción y precios en el mercado de productos hortofrutícolas y frijol: 2003. México. 70p.
- SAGARPA 2004, El comportamiento del ingreso rural en México.
- SAGARPA 2007, Programa Sectorial de desarrollo Agropecuario y Pesquero 2007-2012.
- SAGARPA (Secretaría de agricultura, ganadería, desarrollo rural, pesca y alimentación). Estadísticas básicas. 2010. Michoacán, México, [en línea]. http://www.michoacan.gob.mx/Estadistica_basica. Consultado: 13/03/2012.
- SAGARPA, 2011. Monitor Agroeconómico e Indicadores de la Agroindustria. Subsecretaría de Fomento a los Agronegocios. México. [http://www.sagarpa.gob.mx/agronegocios/Documents/pablo/Documents/MonitorNacionalMacro_cierre%202011.pdf]. Junio del 2012.
- SALGADO G.S., PALMA L.D., LAGUNES E.J. y CASTELÁN E.M. 2006. Manual para el muestreo de suelos plantas y aguas e interpretación de análisis. Colegio de Postgraduados, Campus Tabasco-ISPROTAB. H. Cárdenas, Tabasco, México. 90 p.
- SAMPEDRO M.C., GÓMEZ B.Z., GOICOLEA A.R. y BARRIO R.J. 1998. Determination of the insecticide pyridafenthion in river water, soils and wine by adsorptive stripping voltammetry. Food Add Contam 15: 793-800.

- SÁNCHEZ M. J. y SÁNCHEZ C.M. 1984. Los Plaguicidas. Adsorción y evolución en el suelo. Salamanca, España.
- SCHOSINSKY N.K. y QUINTANA G.E. 2004. Detección de plaguicidas en vegetales de costa rica mediante la inhibición de colinesterasas humanas. ALAN [online]. vol.54, n.4, pp. 444-448. ISSN 0004-0622
- SEIBER J.N. y WOODROW J.E. 1995. Origin and Fate of Pesticides in Air. *Ragsdale, n. N., P. C. Kearney and j. R. Plimmer (ed.). Acs conference proceedings series: eighth international congress of pesticide chemistry options 2000* Conference, washington, d.c., Usa, july 4-9, 1994. Xiv+450p. American chemical society: washington, dc, usa. Isbn 0-8412-2995-3.; 0: 157-172
- SEMARNAT (Secretaria de Medio Ambiente y Recursos Naturales). 1999. Indicadores básicos del desempeño ambiental de México: 2005. México. 337p.
- SEMARNAT, 2009. Convenio de Estocolmo sobre contaminantes orgánicos persistentes.[http://www.semarnat.gob.mx/temas/internacional/Documents/SAT/convenio_estocolmo.pdf]. Mayo del 2012.
- SENASICA, 2009. Laboratorios de análisis de residuos reconocidos por SENASICA [en línea]. <http://www.senasica.gob.mx/?id=3056> 09/05/2013.
- SENASICA. 2011. *Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria*. Recuperado el 30 de abril de 2012, <http://portal.sinavef.gob.mx/RegionalizacionEpidemiologica.html>.
- SENASICA, 2014. Programa Nacional de Monitoreo de Residuos de Plaguicidas en Productos Agrícolas. Resultados del Programa 2005, 2006 y 2007 [en línea]. <http://www.senasica.gob.mx/?doc=771> 29/04/2013.
- SENASAG. 2009. servicio nacional de sanidad agropecuaria e inocuidad alimentaria, México, [en línea]. <http://www.senasag.gob.bo>. Consultado: 13/03/2012.
- SENER J.R. 2007. “Anuario estadístico de la industria petroquímica”. Secretaría de Energía. México, D.F. 289 pp.
- SHAINBERG I.J. y LETEY J.L. 1984. Response of soils to sodic and saline condition. *Hilgardia* 52: 1 – 57.
- SHANER D.L., BRODAHL M.K. y BUCHLEITER G.W. 2008. How well does zone sampling based on soil electrical conductivity maps represent soil variability? *Agron. J.* 100: 1472-1480.
- SILVA G.J., OCHOA E.S., CRISTÓBAL A.D. y ESTRADA G.F. 2006. Calidad química del agua subterránea de la ciénega de Chapala como factor de degradación del suelo. *TERRA Latinoamericana*, Vol. 24, Núm. 4, pp. 503-513 Universidad Autónoma Chapingo, México.
- SIMON M.R., PERALTA N.M. y COSTA J.L. 2013. Relación entre la conductividad eléctrica aparente con propiedades del suelo y nutrientes. *Cienc. suelo* [online]. vol.31, n.1, pp. 45-55. ISSN 1850-2067.

- SINHA S.R., CHAKRABARTI A.L., AGNIHOTRI N.O., JAIN H.R. y. GAJBHIYE V.Q. 1992. Field evaluation of pyrethroids against thrips, *Thrips tabaci* (Lind.) on onion and their residues. *Indian Journal of Entomology* 54(1): 44-47.
- SIR D.A. 2000. "World population prospects", Naciones Unidas, [en línea]. <http://www.populationmatters.org>. Consultado: 20/03/2012.
- SITARSKA E.T., KLUCINSKI W.E., FAAUNDEZ R.E., DUSZEWKA A.R., WINNICKA A.H. y GORALEZYK K.H. 1993. *Bull. Environ. Contam. Toxicol.*, 55(6), 858-869.
- SOLERO L.I. 2014. Agricultura. El cultivo de cebolla Retrieved 14 de Enero, 2014, from <http://www.infoagro.com/hortalizas/cebolla.htm>
- SOTO A.G., APABLAZA H.J., NOREROS A.S. y ESTAY P.P. 1999. Requerimientos térmicos de trialeurodes vaporariorum (Hemiptera: Aleyrodidae) en tomate (*Lycopersicon esculentim*). *Ciencia en investigación agraria*, 26 (1) 37-42.
- STAN H.J. y LINKERHÄGNER M.T. 1996. Pesticide residues analysis in foodstuffs applying capillary gas chromatography with atomic emission detection. State-of-the-art use of modified multimethod S19 of Deutsche Forschungsgemeinschaft and automated large-volume injection with programmed-temperature vaporization and solvent venting. *J Chromatogr A* 750: 369-390
- STOORVOGEL, J.R., JARAMILLO R.G., MERINO R.F. y KOSTEN S.L. 2003. Plaguicidas en el medio ambiente. Capítulo 3. p. 49-69. In D. Yanggen, C. Crissman, y P. Espinosa (eds.). *Los plaguicidas: Impactos en producción, salud y medio ambiente en Carchi, Ecuador*. Centro Internacional de la Papa, Instituto Nacional Autónomo de Investigaciones Agropecuarias. Ed. Abya-Yala, Quito, Ecuador.
- SUAREZ D.L. 1981. Relation ship between pH and SAR and an alternative method of estimating SAR of soil or drainage water. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 45: 469 – 475.
- SUDDUTH K.A., KITCHEN N.R., BOLLERO G.A. BULLOCK D.G. y WIEBOLD W.J. 2003. Comparison of electromgnetic induction and direct sensing of soil electrical conductivity. *Agron. J.* 95: 472-482
- SUMNER M.E. y MILLER W.P. 1996. Cation exchange capacity and exchange coefficients. *Champer* 40. Pp 1201-1229 In: JM Bartels (ed.) *Methods of Soil Analysis. Part 3. Chemical methods*. SSSA and ASA. Madison, WI.
- TAMHANE R. V. 1986. *Suelos: su química y fertilidad en zonas tropicales*: Diana.
- THOMAS D.B. 1997. Gegree-day accumulations and seasonal duration of the pre-imaginal stages of the mexican fruit fly (Diptera: tephritidae). *Florida Entomologist*. 80 (1) 71-79.
- TISDALE S.L., NELSON W.L., BEATON J.D. y HAVLIN J.L. 1993. *Soil Fertility and Fertilizers. Fifth Edition*. Ed. Mc. Millan. Ontario. 634p.
- TISDALL J.M. y OADES J.M. 1982. Organic matter and water-stable aggregates. *J. Soil Sci.* 33: 141-163.
- TOMIN C.D. 1997. "The Pesticide Manual, a World Compendium", 11a Edición. British Crop Protection Council. Croydon, UK.
- TORRES L.G. y MIJAILOVA P.G. 1997. *Ingeniería Hidráulica en México*, 12(3)

- TORRES L.G., SANTACRUZ G.R. y BANDALA E.R. 1999. "Bioremediation of Nitroaromatic and Haloaromatic Compounds". B.C. Allema y A. Leeson (Eds.). Battelle Press. Columbus, Ohio, USA.
- UZCÁTEGUI Y.A. 2011. Residuos de plaguicida Organoclorados y su relación con parámetros físico-químicos en suelos del municipio pueblo llano, estado Mérida. *Bioagro*, 23(2), 115-120.
- VALADEZ L.A. 1998. Producción de hortalizas. 1ra. Ed. Ed. Limusa. México D. F. 298 pp.
- VALENZUELA Q.A., ARMENTA C.R., MORENO V.E., GUTIÉRREZ C.L., GRAJEDA C.P. y ORANTES A.C. 2006. Optimization and validation of a method based on matrix solid-phase dispersion for organophosphorus pesticides in vegetables. *Rec. Fac. Agron. (LUZ)*. 23, 460-470
- VALLEJO M.R. 2009. [Entrevista a la Directora del Centro Nacional de Referencia de Plaguicidas y Contaminantes (CNRPyC)].
- VAN D.L. 2009. Influence of pH-dependent sorption and transformation on simulated pesticide leaching. *Science of the Total Environment*. 407(10): p. 3415-3420
- VAN REEUWIJK L.P. 1999. Procedimientos para Análisis de Suelos. M C Gutiérrez C, C A Tavarez E, C A Ortiz S (trads). Especialidad de Edafología. Colegio de Postgraduados. Montecillo, México. 145 p.
- VARALLYAY G.R. 2002. Environmental stresses induced by salinity/alkalinity in the Carpathian Basin (Central Europe) Symposium N° 33 Paper N° 1570. 17th World Congress of Soil Sciences. 14-21 de agosto 2002. Tailandia.
- VARONA M.R. 1998. Panorama epidemiológico de exposición a plaguicidas inhibidores de colinesterasa en 17 departamentos del país. *Biomédica*, [S.I.], v. 18, n. 1, p. 22-9, mar. ISSN 0120-4157. Disponible en: <<http://www.revistabiomedica.org/>> Consulta: 13/01/2013
- VÁZQUEZ M.J. 2003. Evaluación de la alteración de algunas propiedades edáficas bajo riego complementario en suelos de la provincia de Buenos Aires. Tesis Doctoral.
- VAZQUEZ V.S. y TABLAS G.G. 2009. Determinación de residuos de plaguicidas organoclorados y organofosforados en leche bronca de ganado bovino, agua y forraje en Piedras Negras, Veracruz. Tesis de Licenciatura. Universidad veracruzana, Orizaba Córdoba.
- VEGA S.J. 1985. "Toxicología I: evaluación epidemiológica de riesgos causados por agentes químicos ambientales". Centro Panamericano de Ecología Humana y Salud, OPS, OMS.
- VEGA S.J. 1993. Fertilidad del suelo y nutrición mineral de plantas -Conceptos Básicos-. Texcoco, Estado de México: FERTITEC S.A.
- VELASCO C.R. y MARTINEZ, D.S. 1985. Evaluación de métodos de muestreo para dos manejos de suelo diferentes en Valles centrales de Oaxaca. Tesis profesional. UACH, Chapingo, México.

- VILLANUEVA J.A., JIMENEZ Y.J. y VENTURA G.L. 1992. Grados-día para el desarrollo de *Myzus persicae* (Homoptera: aphididae) colectados en Veracruz, México. *Agrociencia serie protección vegetal* 3(1) 7-16.
- VILLEGAS E.A., AGUILAR G.M., BRISEÑO R.S. y SOSA R.A. 2013. Guía para el cultivo de cebollín. La Paz, Baja California Sur, México.
- VILLEMUR S.M. y RIMINI M.G. 2002. Determinación de pesticidas organoclorados en suelos mediante extracción por microondas.
- VITTOZZI A.L. 2001. Mechanistic aspects of organophosphorothionate toxicity in fish and humans. *Environment International*. 26(3): p. 125-129.
- WALDROM L.J. y CONSTANTIN C.K. 1968. Bulk volume and hydraulic conductivity changes during sodium saturation test. *Soil Sci. Soc. Am. Proc.* 32: 175 – 179.
- WALISZEWSKI S.M. e INFANZÓN R.M. 2003. Diferencias en concentración de plaguicidas Organoclorados persistentes en suelo, paja y granos de trigo. *Rev. Int. Contam. Ambient.* 5-51.
- WANG, X.P y PIAO X.Y. 2006. Organochlorine pesticides in soil profiles from Tianjin, china. *Chemosphere* 64:1514-1520.
- WANTULLA D.A. 2009. Monitoreo de Residuos en Países Importadores. Retrieved from <http://www.afinoa.com.ar/jornada-residuo>
- WEISS B.H., AMLER S.G. y AMLER, R.W. 2006. Pesticides. *Pediatrics*. 113: 1030-1036.
- WIEDENFELD R.G. y ENCISO J.D. 2006. Effect of water availability on sugarcane responses to N fertilization. 18th World Congress of Soil Science (July 9-15, 2006). Philadelphia, USA.
- WURL O.K. y OBBARD J.O. 2005. Organochlorine pesticides, polychlorinated biphenyls and polybrominated diphenyl ethers in singapore coastal sediments. *Chemosphere* 58:925-933.
- YÁÑEZ E.L., DÍAZ L.Z., MENDOZA V.G. y SILVA O.A. 2011. Detección de residuos de plaguicidas organofosforados en muestras de suelo (Vol. 1, pp. 18). San Luis Potosí, México: Universidad Autónoma de San Luis Potosí.
- YOSHIOKA S.H., FUSE G.D., y ENOKI, A.A. 1991. Termiticidal efficacy of organophosphates, degradation of organophosphates in soil. *Memoirs of the faculty of agriculture of Kinki University*, 29 - 36.
- YÚFERA P.E. y CARRASCO D.M. 1977. *Química agrícola II plaguicidas y fitoreguladores*. 1 ed. Alhambra S.A. Vol. 2. 1,3, 81-126p.
- ZALOM F.G., NATWICK E.T. y TOSCANO N.C. 1985. Temperature regulation of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) populations in imperial Valley Cotton. *J. Econ. Entomol.* 78:61-64.
- ZHANG R.T. y WIENHOLD B.J. 2002. The effect of soil moisture on mineral nitrogen, soil electrical conductivity & pH. *Nutrient Cycling in Agroecosystems* 63: 251-254