



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MEXICO
FACTULTAD DE ESTUDIO SUPERIORES
ZARAGOZA

**CONTROL INTEGRAL DE PLAGAS EN COLECCIONES
BIOLÓGICAS**

**INFORME SOBRE EXPERIENCIA PROFESIONAL
QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE BIÓLOGO**

**PRESENTA
ALEJANDRO RODOLFO DUARTE JUAREZ**

DIRECTOR: DR. ELOY SOLANO CAMACHO



MEXICO, D.F.

FEBRERO 2014.

Dedicatoria

A mis padres

Por darme la primer educación, que forjó las bases de consistencia y responsabilidad.

Agradecimientos

A mi asesor Dr. Eloy Solano

Por su paciencia, apoyo constante y admirable ética profesional

A mis sinodales

Biol. María Magdalena Ordoñez Reséndiz

M. en C. Balbina Vazquez Benítez

M. en C. Magdalena Ayala Hernández

M. en C. Hector Serrano Casas

Por sus valiosas aportaciones, correcciones y comentarios para enriquecer el presente trabajo.

A mi Escuela la Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, UNAM.

Por las herramientas recibidas para forjar una trayectoria exitosa y la oportunidad permanente de crecer personal y profesionalmente

CONTENIDO

	Páginas
RESUMEN	
INTRODUCCIÓN	2
I ANTECEDENTES	3
1.1 Colecciones biológicas	3
1.2 Conservación de las colecciones biológicas	8
II EXPERIENCIA PROFESIONAL EN EL CONTROL DE PLAGAS	11
2.1 Control de plagas en las colecciones biológicas	11
2.2 Manejo integral de plagas de acuerdo con la EPA 2012	13
2.3 Clasificación de plaguicidas usados en el control de plagas de las colecciones biológicas	28
2.4 Riesgos del uso de plaguicidas en colecciones a la salud humana y al ambiente	29
2.5 Clasificación toxicológica de los plaguicidas	33
2.6 Programa para control de plagas	33
III. PROTOCOLO PARA APLICAR GAS FOSFINA A HERBARIOS DE ACUERDO CON LA ADMINISTRACIÓN DE SEGURIDAD Y SALUD OCUPACIONAL.....	40
IV. PROCEDIMIENTO PARA LA APLICACION DE GAS FOSFINA EN UN MUSEO O HERBARIO, SEGÚN EL PROCEDIMIENTO GAS FOSFINA PEO-SERV-FLUJO-12A-GAS.....	41
4.1 Protocolo de aplicación de gas fosfina en museos y herbarios.....	43
CONCLUSIONES.....	43
BIBLIOGRAFIA.....	44

CUADROS Y TABLA

Cuadro

1	Características más importantes a considerar en el programa de control Integral de Plagas de Almacén, que atacan directamente los ejemplares	15
2	Otras especies a considerar en el programa de control integral de plagas en las colecciones biológicas	18
3	Datos prácticos útiles para elaborar un programa de manejo integral de plagas.	24
4	Enfermedades más importantes que producen algunas plagas que atacan colecciones biológicas.	27

Tabla

	Crecimiento poblacional de escarabajo de la harina <i>Tribolium castaneum</i> herbst	13
--	--	----

RESUMEN

En este trabajo se presenta un ejemplo de cómo controlar plagas en museos y herbarios, con base en mi formación como Biólogo y experiencia profesional en esta área. Una de las actividades que he venido desarrollando a través de 25 años de experiencia profesional. En primer término se hace una reseña histórica sobre las colecciones biológicas, destacando su origen, desarrollo e importancia a través del tiempo. También se aborda el problema de la conservación de este tipo de colecciones y los factores físicos y biológicos que intervienen en su deterioro. Enseguida se describe la experiencia profesional adquirida en el control de plagas en museos y herbarios. Se destaca que este control debe ser preventivo y periódico, utilizando preferentemente plaguicidas que no causen alteraciones tanto a los ejemplares, como al ambiente. Asimismo, se indica que este manejo debe ser integral, considerando la biología de la especie y la normatividad establecida. De acuerdo con mi experiencia profesional se presentan datos prácticos útiles para elaborar un programa de manejo integral de plagas. Además se citan las enfermedades más importantes que producen algunas plagas, la clasificación de plaguicidas usados en el control de plagas de las colecciones biológicas, los riesgos del uso de plaguicidas provocadas a la salud humana y al ambiente, y finalmente se presenta un programa para control de plagas en museos y herbarios.

La experiencia profesional adquirida durante 25 años de trabajo, ha permitido la creación y expansión de una empresa para el control de plagas cuya razón social es Fumyca, S.A. de C.V. En esta empresa me desempeño como Director y responsable sanitario. En ella realizo actividades de asesoría y auditoría a industrias del ramo alimentario, farmacéutico y productos de cuidado personal en México y en el extranjero. Asimismo, se proporcionan servicios de capacitación sobre inocuidad, prevención y control de plagas en almacenes, fábricas, museos y herbarios en el nivel nacional.

INTRODUCCIÓN

Según la Administración de Alimentos y Medicamentos de los Estados Unidos de América (FDA por sus siglas en inglés), una plaga es cualquier especie de insecto, vertebrado o vegetal, que por su localización, hábitos o número cause o represente daño a la salud del hombre, a la estética y estabilidad de sus inmuebles así como a la integridad de sus productos, cultivos, ganado, ropa o mascotas (Food and Drug Administration, 1994).

Según la FAO (2012), estas plagas se originaron con la invención de la agricultura durante la revolución del Neolítico, hace aproximadamente entre 12 000 a 10 000 años al presente, cuando el hombre primitivo se convierte en sedentario e inicia la transformación de ecosistemas completos, sustituyendo la biodiversidad por monocultivos con alta susceptibilidad al ataque por diversos organismos. Cuando el hombre sedentario inicia el almacenaje de productos agrícolas para asegurar su supervivencia, se acentúa el ataque de organismos que se alimentan de estos productos convirtiéndose en plagas, debido al desconocimiento para su control.

El almacenaje se ha convertido en una práctica de elevado contenido técnico, debido a la acumulación de experiencias a lo largo de miles de años. Este almacenaje requiere ser conservado científicamente para garantizar su inocuidad en función del propósito perseguido, ya que los productos acopiados pueden ser afectados por factores físicos, químicos y biológicos que se encuentran íntimamente conectados con esta compleja actividad. La cosecha en la época adecuada, la limpieza, el secado y los almacenes adecuados determinan su conservación, además de técnicas especializadas que manejan y controlan las poblaciones de organismos que atacan estas cosechas (Food and Agriculture Organization of the United Nations, 2012).

El hombre en el transcurso de su evolución biológica y cultural extendió la práctica de almacenar granos a otros bienes, con fines de vestimenta, vivienda e impulso de la cultura y el conocimiento, muchos productos que son almacenados son susceptibles a plagas y microorganismos. Entre estos últimos acopios destacan las colecciones biológicas que facilitan el estudio y el inventario de la biodiversidad, por medio de ellas, también se establece la distribución geográfica de los organismos, se determinan áreas de riqueza y endemismo, son fuentes de información para estudios taxonómicos, permiten descubrir y describir especies nuevas, informan sobre el uso y formas de uso de los organismos, contribuyen al diseño de estrategias de conservación y documentan especies extintas, entre otras funciones importantes (Nortbeast, 1994). Con base en el papel que juegan las colecciones biológicas en el conocimiento de la biodiversidad, el profesional indicado para manejar y controlar sus plagas es el Biólogo (Bridson, 1994).

Existe un alto riesgo de pérdida de las colecciones biológicas por daño directo a los ejemplares que la constituyen, los daños más importantes son los causados por las plagas (Canadian Conservation Institute, 1996a), donde es imprescindible establecer un sistema de control de las mismas para lograr su preservación y resguardar el invaluable conocimiento que representan al contener información científica en materia de biodiversidad del país y el mundo (Canadian Conservation Institute, 1996b).

En el presente trabajo se describen las diferentes técnicas que en el transcurso de mi ejercicio profesional he venido aplicando en la empresa Fumyca S.A. de C.V., que fundé y dirijo desde hace 25 años. Durante este tiempo he modificado e innovado algunos de los procedimientos, especialmente para manejar integralmente diferentes plagas en empresas que se dedican a la fabricación y almacenaje de alimentos, productos de cuidado personal, medicamentos, colecciones de arte y biológicas, entre otras. Los productos empleados y las técnicas aplicadas garantizan un manejo sustentable con un mínimo de efectos secundarios al ambiente y otras especies.

I ANTECEDENTES

1.1 Colecciones biológicas

Las colecciones biológicas son conjuntos de organismos, especímenes o parte(s) de ellos debidamente recolectados y preservados con fines de esparcimiento, docencia e investigación científica. Tienen como propósito generar, perpetuar difundir y organizar información sobre diferentes grupos de organismos (Cardiel y Garavito 1993; Beelitz, 1995; Cohen y Cressey, 1969). Los especímenes que forman parte de estas colecciones deben incluir cuando menos su identidad taxonómica, el tiempo y el espacio en el que fueron recolectados (Anderson, 1965; Barbosa, 1984; Cabodevilla, 1998). Las colecciones biológicas son fuente inagotable e insustituible de información sobre varios aspectos de la flora y de la fauna. Esta información está siendo incorporada a catálogos y bases de datos, tanto nacionales como extranjeras (Barreiro-Rodríguez *et al.*, 1994; Instituto de Biología, 2009a).

Las colecciones pueden contener organismos vivos como en los jardines botánicos, zoológicos, acuarios y ceparios (Barreiro-Rodríguez *et al.*, 1994), muertos que conforman catálogos secos como herbarios y museos zoológicos o colecciones húmedas donde los organismos se conservan en diferentes soluciones (Child, 1994; Beelitz, 1995). Además, según Davis (1996), las preparaciones histológicas, bancos de semillas, de plasma, esperma y contenidos estomacales, también se consideran colecciones biológicas (Anderson, 1965).

El antecedente de las colecciones biológicas son los jardines zoológicos, que conjuntaban plantas y animales, creados en Mesopotamia en el año 2300 a.C. por el rey Sargón (Cohen y Cressey, 1969). Estos jardines eran colecciones particulares que demostraban poderío y riqueza, además, brindaban deleite y satisfacción. En el año 1500 a.C. la reina egipcia Hatshepsut ordenó una expedición por tierra y mar a la actual Somalia para recolectar aves y otros animales exóticos, reuniéndolos en un jardín de aclimatación, que está considerado como el primer zoológico (Impey y MacGregor, 1985). Gobernantes asirios y faraones egipcios tenían la costumbre de intercambiar animales para sus respectivos zoológicos, algunos de ellos los mantenían para ofrecerlos como regalos o tributos a otros reinos. En esta misma época el emperador chino Wen Wang construyó el *Ling-yu* (jardín de la inteligencia), donde reunió una gran cantidad de animales (Impey y MacGregor, 1985). Los griegos establecieron los primeros zoológicos públicos, después de que en el siglo IV a.C., Alejandro Magno en sus expediciones llevó a Grecia numerosas especies de animales, las cuales fueron observadas por Aristóteles y con base en éstos, escribió *Historia Animalum*, donde describió 300 especies de vertebrados (Cabodevilla, 1998). Con el objetivo de proveer animales a espectáculos circenses, los romanos continuaron con la costumbre de mantener zoológicos (Impey y MacGregor, 1985).

Durante la Edad Media, monarcas y señores feudales de Europa mantenían colecciones privadas de animales, y en el siglo XIII crearon las reales *Ménangeries* o casas de las fieras, entre ellas destacó la *Ménagerie* de Chantilly, Francia, que perduró dos siglos y fue destruida durante la Revolución francesa. Otra *Ménagerie* importante es la Torre de Londres, establecida por Juan I, que fue abierta al público en el siglo XVIII, y en 1822 su último director Alfred Cops, rescató la colección y realizó un catálogo científico (Bridson, 1994). A partir del siglo XVI empezaron a llegar a Europa animales de América tropical, que enriquecieron las colecciones de los zoológicos europeos. Antes de la llegada de los españoles, los antiguos mexicanos establecieron importantes colecciones de animales (Bridson, 1994). Moctezuma Xocoyotzin (1466-1520) que gobernó la gran Tenochtitlán entre 1502 y 1520, construyó el primer zoológico de América y uno de los primeros del mundo, llamado la casa de las fieras, que impresionó a los españoles a su llegada. Los zoológicos de esta época tuvieron como finalidad el entretenimiento, la relajación, la contemplación de la naturaleza, la demostración de poder y rara vez tenían fines científicos (Lewis, 1992; Bridson, 1994, Dirección General de Zoológicos la Ciudad de México, 2006). A principios del siglo XX, México fue el primer país latinoamericano en crear un zoológico, éste inició su construcción en 1923, a iniciativa del Biol. Alfonso L. Herrera, con el objetivo de recrear el zoológico de Moctezuma II (Singer, 1997, Dirección General de Zoológicos la Ciudad de México, 2006).

A diferencia de los zoológicos, los jardines botánicos son colecciones de plantas vivas debidamente documentadas con propósitos de investigación, educación y conservación (Andrew, 1996). Su antecedente más antiguo son los jardines colgantes de Babilonia, establecidos en el siglo VI por Nabucodonosor II, con fines recreativos, estos son los antecedentes de los jardines botánicos que se denominaron *Hortus Medicus* u *Hortus Academicus*, mejor conocidos como jardines de plantas medicinales, cuyo objetivo se centraba en la enseñanza de la materia médica y abastecimiento a las boticas de remedios vegetales, además de estudiar y cultivar especies de plantas exóticas (Grayson, 1975; Glassner, . 2004). Como colección científica Luca Ghini crea el primer jardín botánico en Pisa, Italia, en 1544 (Lewis, 1992), pero casi 48 años antes, en 1496, Moctezuma II conquista Oaxtepec, y crea el primer jardín botánico de América, inclusive antes que los jardines botánicos de Padua (1545), Valencia (1567), Bolonia (1568), Universidad de Leiden *Hortus academicus* (1590), *Jardín Royal* de Montpellier, Francia (1593) y el *Hortus Medicus* de la Universidad de Heidelberg (1593) (Lewis, 1992).

En el siglo XVII destacaron los jardines de Copenhague, Oxford, plantas medicinales de Paris, Jardín de Linneo en Upsala y el Chelsea *Physic Garden* de Londres, mientras que, en el siglo XVIII fueron importantes los de Gottingen, Madrid, Portugal, y en el siglo XIX, específicamente en 1840, los Reales Jardines Botánicos de *Kew* en Londres, son declarados como Jardín Nacional (Moreno, 1988). En México, el 20 de diciembre de 1788 fue inaugurado el Real Jardín Botánico en la Nueva España, con el cual se instituyó la cátedra de Botánica (Moreno, 1988). En 1959, a iniciativa de los doctores Faustino Miranda y Efrén del Pozo, se inaugura el Jardín Botánico de la Universidad Nacional Autónoma de México. En la actualidad nuestro país cuenta con 46 jardines botánicos distribuidos en 26 estados de la República Mexicana (Instituto de Biología, 2009b).

Por lo que se refiere a las colecciones de plantas secas, los herbarios tienen su antecedente en los libros que describían plantas medicinales y que recibieron el nombre de *Herbarium pictum* (MacDougall, 1986). Uno de los pioneros fue Otto Brunfels (1464-1534), autor de *Herbarium vivai eicones*. También destacan otros libros ilustrados que no incluían la palabra *Herbarium*, entre ellos los de William Turner (1538) *Libellus de re herbaria novus*, Carolus Clusius (1566) *Libri picturati*, Pirandrea Mattioli (1577) *Commentarii in Sex Libros pedacii Dioscorides*, Pedanios Dioscorides (en el siglo I d.C) *De Materia Médica*, donde describió 600 especies de plantas medicinales, obra que estuvo vigente por más de 1500 años, ya que cualquier droga curativa que no se mencionara en ella no era auténtica (Ogilvie, 2006, Universidad de Salamanca, 2006).

Durante la transición del México antiguo al colonial, hacia 1540, Martín de La Cruz preparó en Náhuatl el Códice De la Cruz Badiano, que tradujo al latín Juan Badiano con el nombre de *Libellus de medicinalibus indorum herbis* (Libros de las hierbas medicinales de los indios), este códice es un tratado sobre la botánica y la medicina tradicional mexicana, que ilustra, describe e indica los usos medicinales de 184 plantas (Singer, 1997).

El primer herbario fue un libro cuyas páginas contenían plantas pegadas y se adjudica a Lucca Ghini (1554), posteriormente, su alumno Gherardo Cibo, conformó un segundo herbario que actualmente está depositado en la biblioteca Angélica de Roma y consta de cuatro volúmenes y 1347 plantas (Arber, 1987). La técnica de conformar herbarios encuadernados la siguieron Ulises Aldrovandi y Andrea Cesalpino, se mantuvo hasta finales del siglo XVI (Impey y MacGregor, 1985). Estos herbarios fueron en su mayoría colecciones personales donde el etiquetado de las plantas está poco detallado, generalmente incluían el nombre común o una descripción breve de los caracteres botánicos útiles para su identificación.

En 1569 se fundó el herbario de Kassel en Alemania con la organización que se sigue en la actualidad, este herbario contiene 30 000 especímenes. En 1570 se fundó el herbario de la Universidad de Bolonia, Italia. Le siguen los de la Universidad de Basel, Suiza (1598), Universidad de Oxford (fundado por Trevor Verde en 1965), Sociedad Linneana de Londres (fundado en 1788 y nombrado en honor al naturalista sueco Carlos Linneo), Herbario del Real Jardín Botánico de Madrid, Herbario de la Universidad de Cambridge, Herbario de la Universidad de Moscú, Museo de Historia Natural de Illinois (1800) (Allman, 1994; Lewis, 1992).

En la actualidad, los herbarios que contienen el mayor número de especímenes son: Museo de Historia Natural de París (9 500 000), el Royal Botanic Garden, Reino Unido (7 000 000), el Herbario del Instituto de Komarov de San Petersburgo (7 160 000), Jardín Botánico de Missouri (6 063 826), Museo de Historia Natural de Londres (5 200 000), Herbario de la Universidad de Harvard (5 005 000), Herbario del Museo de Historia Natural de los Estados Unidos de América (4 800 000), entre otros (Impey y MacGregor, 1985).

Por lo que se refiere a los herbarios mexicanos, por el número de especímenes depositados destacan el Herbario Nacional de México (MEXU) (1 200 000), considerado como el más grande de América Latina. Le siguen el del Instituto Politécnico Nacional (ENCB) (950 000), Instituto de Ecología, A.C. (IEB) (310 000) y el del Instituto de Botánica de la Universidad de Guadalajara (IBUG) (169 000) (Dávila, 1992). Las colecciones biológicas mexicanas de mayor importancia se encuentran resguardadas por el Instituto de Biología de la UNAM, y alcanzaron el nivel de Colecciones Nacionales por decreto presidencial emitido por Emilio Portes Gil en 1929. En la mayoría de ellas están representados y preservados los

distintos grupos de la biota mexicana. Varias de ellas incluyen también importantes acervos de especímenes de otras regiones del mundo (Instituto de Biología, 2009a). Su objetivo es documentar la biodiversidad de México, además son fuente de información para realizar investigación en sistemática, ecología y biogeografía principalmente, también contribuyen a la enseñanza y difusión (Davis, 1996; Forero, 1997; Food and Agriculture Organization of The United Nations, 2012).

Además de los zoológicos, jardines botánicos y herbarios, existen otras colecciones científicas como los acuarios, establecimientos donde se mantienen en cautiverio diversas especies de animales marinos con fines de esparcimiento y divulgación científica principalmente (Davis, 1996). Los ceparios tienen como objetivo estudiar las cepas de microorganismos (fúngicas y bacterianas), para determinar su uso potencial en la producción de enzimas para la industria alimentaria y farmacéutica, evaluando cepas aisladas de medios naturales provenientes de diferentes zonas geográficas, además de caracterizarlas bioquímica y molecularmente para evaluar los parámetros cinéticos de los microorganismos productores de enzimas sobre sustratos artificiales (Singer, 1997).

Los museos zoológicos están constituidos por ejemplares de diferentes Phyla como platelmintos, nematodos, anélidos, moluscos, artrópodos y cordados. Las preparaciones histológicas conforman colecciones constituidas por tejidos tanto vegetales como animales, y otros microorganismos que son la referencia para realizar estudios comparativos (Waller, 1995).

Los bancos de semillas son importantes como reservorio de especies tanto extintas como vivientes. Además, son fuente de información para estudios genéticos y moleculares (Graves y Braun, 1992), útiles en los programas de conservación (Metsger y Byers, 1999; Jansen *et al.*, 1999). Las colecciones de plasma se han establecido como reservas de tejidos e información genética con fines de investigación en la salud humana. Los contenidos estomacales de animales prehistóricos y actuales, también son colecciones biológicas que aportan evidencias para determinar los hábitos alimenticios de los animales e inferir las regiones geográficas donde habitan o habitaban. Los bancos de esperma permiten conservar información genética mediante la técnica de criogenia y liofilización, ya sea con fines de investigación o reproducción, este último proceso se ha incrementado con la fertilización *in vitro* de poblaciones humanas y de especies domesticadas con gran éxito (Universidad Colegio San Pedro, 2012).

1.2 Conservación de las colecciones biológicas

Uno de los principales problemas que han venido enfrentando las colecciones biológicas es su conservación, debido a su almacenamiento. El hombre inicialmente acopió alimentos en forma de granos o semillas y desde tiempos prehistóricos trató de controlar sus plagas para asegurar su subsistencia alimentaria (Costain, 1994; Food and Agriculture Organization of The United Nations, 2012).

Las plagas de estos almacenes posteriormente invadieron otros acopios, entre ellos, las colecciones biológicas, debido a que ambas están constituidas de compuestos orgánicos, principalmente proteínas (Rose y Hawks, 1995), aunque los demás componentes afectan directamente su conservación. Los curadores de las colecciones biológicas consideran en su conservación el tipo de material que constituye el espécimen, clasificándolo en simple y complejo. Por ejemplo, la madera corresponde al primer tipo y es particularmente afectada por la temperatura y la humedad, ya que se dilata o se contrae en función de éstas, deteriorando el material. Los materiales complejos, como ejemplares de animales, pieles o plantas, son más susceptibles a la humedad y a la temperatura, además su incremento propicia el ingreso de plagas de insectos, bacterias y hongos, principalmente (Northeast, 1994; Godown y Peterson, 2000).

En la conservación de las colecciones hay que controlar temperatura y humedad primordialmente (Rose *et al.*, 1992), por ejemplo, en la conservación de montaduras (animales de gran tamaño, cabezas, vertebrados y otros), la temperatura y la humedad relativa ideales es de 21°C y 50%, respectivamente, se deben evitar las variaciones bruscas de ambos factores (Cato y Williams, 1993; Costain, 1994; Godown y Peterson 2000), para no comprometer la integridad de los ejemplares y la información científica que contienen, ya que éstos no son reemplazables. Es necesario conocer todos los procesos y materiales que se usen para la preservación con el fin de garantizar su integridad y permanencia. También son causa de deterioro de las colecciones la fuerza física ejercida directamente sobre el ejemplar, ladrones, vándalos, fuego, agua, contaminantes diversos y radiación (Hawks y Rowe 1987; Grimaldi, 1993; Canadian Conservation Institute, 1997).

El control inadecuado puede llevar a un ambiente con temperatura demasiado alta o baja, sin embargo, el cambio de temperatura es el factor más importante, un incremento de 10°C, o más, puede desencadenar reacciones químicas (Waller, 1995). Las fluctuaciones de temperatura pueden provocar cambios en el tamaño del material, movilización de grasas y en general se aceleran los procesos de descomposición (Ayyapan y Satyamurti, 1960). Las temperaturas elevadas causan desintegración gradual de materiales orgánicos, cambio de colores, migración de aceites de ejemplares

secos, desintegración gradual de tejidos, agrietamiento del ámbar por conducir pobremente el calor. Con temperaturas bajas los materiales se tornan quebradizos, los esqueletos, dientes, marfil, fósiles y otros minerales, incrementan su fragilidad (Grimaldi, 1993, Forero; 1997).

La humedad relativa es el porcentaje de agua ambiental que contiene una cantidad determinada de aire a una temperatura específica, a mayor temperatura mayor capacidad del aire para contener más agua. La humedad inadecuada provoca daños importantes en las piezas de las colecciones (Michalski, 1994; Michalski, 1995). La humedad relativa superior a 75%, causa oxidación, ya que proliferan hongos, bacterias y plagas de almacén y la inferior al 50% causa deshidratación de los materiales. En algunos casos, la humedad excesiva o limitante daña los ejemplares, por ejemplo, en el caso de los fósiles se altera su contenido de minerales, en el caso de organismos muertos se modifica la tensión de los tejidos alterándolos (Andrew, 1996).

La fuerza física ejercida sobre los ejemplares su manipulación, montaje o traslado de un lugar a otro, puede deteriorarlos gradual o repentinamente. Las vibraciones normales del lugar donde se localiza la colección pueden causar daños imperceptibles a los especímenes. Otros factores pueden ser terremotos, remodelaciones del inmueble e incluso guerras que pueden destruir por completo la colección. Es importante contar con protocolos o procedimientos para el manejo adecuado de las piezas por parte del personal que labora en los museos, incluso el personal de labores auxiliares como limpieza, mantenimiento y administración debe conocerlos. Es recomendable implementar un sistema de certificación, como por ejemplo, el ISO 9001:2008, que permite realizar un análisis detallado de los riesgos y un buen sistema de manejo (Waller, 1995).

En relación con ladrones, vándalos o descuido físico, los especímenes son muy vulnerables, ya que no cuentan con estructuras de protección y pueden ser deteriorados por personas ajenas a las colecciones, e inclusive individuos que intencionalmente dañan los ejemplares de manera severa y permanente. También el daño puede ser causado involuntariamente, por accidente o desconocimiento del manejo de las piezas (Garavito y Sanz, 1993).

El fuego daña directamente las piezas destruyéndolas completamente. Además, pueden resultar dañadas en forma indirecta por la radiación calórica, cenizas, humo y fragmentos quemados desprendidos, que posteriormente pueden generar reacciones de polimerización causando daño total a la colección (National Academy of Sciences, 1992).

Uno de los perjuicios más comunes a las colecciones es el contacto con el agua, que generalmente está asociado a una falta de mantenimiento de las instalaciones que las albergan. Se pueden presentar goteras, escurrimientos, condensaciones y esto a su vez provocar oxidación, putrefacción y desarrollo de hongos, disolución de pegamentos y

otros materiales usados en las piezas, así como dilatación de materiales. Se recomienda establecer un programa de revisión y mantenimiento de estructuras relacionadas con el agua, tales como tubería, ventanas, techos y drenajes (Michalski, 1995).

Los daños causados por contaminantes diversos son provocados por sustancias químicas, que pueden estar presentes en el ambiente de las colecciones biológicas, entre ellos, gases orgánicos e inorgánicos y polución ambiental como partículas suspendidas con comportamiento ácido, humo de cigarro, vapores que emiten los automóviles y la madera tratada con sustancias químicas y formalina para fijado de piezas (Cardiel y Garavito, 1993)

También es frecuente el daño por medio de pesticidas líquidos cuando son usados de manera inadecuada en el control de las plagas. Los más frecuentes son los plaguicidas aplicados en aspersiones acuosas y termonebulizaciones, que requieren un solvente como vehículo para su aplicación, entre los solventes comúnmente usados están el agua y el keroseno, ambas sustancias, si no son manejadas adecuadamente ponen en riesgo las piezas de las colecciones. Por esta razón el sistema de control debe considerar un tratamiento inocuo, que no represente daño alguno (Costain, 1994; Duarte, 2012d; Duarte, 2012e).

Toda radiación que los ejemplares reciben, implican un daño paulatino pero constante (Forero, 1997). La radiación lumínica, incluyendo la ultravioleta, visible e infrarroja, así como el calor, causan deterioro por decoloración y obscurecimiento. Es importante considerar que el daño provocado por la radiación es acumulativo. El control de la iluminación es un factor que puede extender la vida útil de las piezas. La iluminación adecuada para que el ojo humano pueda observar un objeto sin dificultad es de 50Lux, sin embargo, a partir de los 60 años de edad, el ojo humano percibe el 50% de la luz de una fuente determinada, por lo tanto, la percepción de los objetos disminuye en la misma proporción y los museos se iluminan de manera excesiva.

Los daños más severos que se producen en los ejemplares de las colecciones biológicas son causados por las “plagas de almacén”, que también atacan granos o semillas acopiadas, debido a su alta tasa de reproducción, ciclos biológicos cortos, hábitos alimenticios y tamaño pequeño que dificulta su observación a simple vista (Food and Agriculture Organization of The United Nations. 2012). Por ejemplo, *Tribolium castaneum* dentro un ambiente de almacenamiento como un museo o herbario, llega a producir hasta 691 200 000 huevecillos en un tiempo de 4.5 meses (Forman y Bridson, 1982; Food and Drug Administration, 1994; Duarte, 2012c).

Los insectos que atacan los granos almacenados (Food and Agriculture Organization of The United Nations, 2012; Duarte, 2012c) y a las colecciones biológicas, pertenecen a los ordenes Coleoptera (pequeños escarabajos llamados "gorgojos") y Lepidóptera (pequeñas mariposas, palomillas o polillas). Para lograr su control y establecer los programas de tratamiento, es importante conocer las fases de desarrollo. El primer tipo tiene las siguientes fases: huevo, ninfa (semejante al adulto, de tamaño menor y sin alas) y adulto. El segundo comprende: huevo, larva (forma vermiforme, bien diferenciada del adulto), pupa (estado de reposo cuando la larva se transforma en adulto) y adulto. La mayor parte de los insectos plaga de los granos almacenados se desarrollan a través de la metamorfosis completa y ovipositan dentro o sobre la superficie del espécimen. Después del período de incubación que varía de una especie a otra, dan origen a las formas inmaduras o larvas, fase que más daño causa a los ejemplares (Mallis, 1990; National Academy of Sciences, 1992).

Para controlar cualquiera de los factores que causan daños a las colecciones, se recomienda contar con un programa de protección preventiva, que genere un ambiente de higiene y seguridad para los especímenes y que incluya además el personal que labora en ellas y considere procedimientos de restauración y reacondicionamiento de las instalaciones (Hawks y Rowe, 1987; Waller, 1995).

II EXPERIENCIA PROFESIONAL EN EL CONTROL DE PLAGAS

2.1 Control de plagas en las colecciones biológicas

En el siguiente apartado se describe la experiencia que he acumulado durante 25 años en el Manejo Integral de Plagas, enfocándome principalmente al control en colecciones biológicas. En este control se distinguen tres fases: mantenimiento preventivo periódico, detección de plagas y causa (espacial y temporal) y erradicación de la plaga (Snyder, 1994).

El mantenimiento preventivo periódico es imprescindible para un buen manejo y persistencia de las colecciones, incluyendo su instalación. Los especímenes deben estar resguardados en contenedores adecuados como vitrinas, estantes, planeros o peines, que conserven la temperatura y humedad adecuadas, en otros casos hay que seleccionar los soportes adecuados para sostener ejemplares (Child, 1994; Saign, 1994). Del mismo modo, es importante prevenir las plagas antes de su aparición, fumigando las instalaciones periódicamente (Duarte, 2012e).

En la fase de detección de plagas y causa que las provocan, se identifica el organismo problema y se detectan los factores que están provocando su proliferación, para que en la siguiente etapa se erradique adecuadamente y

se busque la solución al problema. Las plagas de almacén son las más frecuentes, pero también animales de mayor tamaño deterioran los especímenes, entre ellos, aves y roedores (National Academy of Sciences. 1992). El control de estas plagas debe realizarse integralmente (Mallis, 1990), es decir, atendiendo los factores físicos y culturales que están provocando su presencia (Dove, 1995).

Para prevenir y controlar las plagas se pueden usar diferentes barreras físicas, entre ellas, colocación de malla mosquitera con luz de 1mm en las ventanas. Esta malla evitará el acceso de insectos voladores y aves. Charolas sanitarias con luz de 7mm, se pueden colocar en los drenajes y no permiten que los roedores ingresen usando como vía las coladeras. Las cortinas de aire con flujo continuo se colocan en las puertas principales de los museos, que se activan al momento de abrirlas y evitan el ingreso de insectos voladores (Duarte, 2012e).

Las lámparas en las puertas de acceso con luz blanca a base de vapor de mercurio, emiten longitudes de onda correspondientes al ultravioleta, esta luz atrae a los insectos, para evitar este fenómeno de tropismo, se deben colocar lámparas a base de vapor de sodio que no emiten luz ultravioleta (Duarte, 2012e).

La cultura del personal que maneja los bienes almacenados, en este caso las piezas de la colección, interviene directamente y puede provocar una infestación al introducir una pieza nueva sin revisarla, porque podría estar infestada y difundir la plaga en todo el sitio (National Pest Management Association, 2007). Al consumir alimentos dentro del sitio de la colección biológica puede provocar atracción de roedores, estos pueden dañar severamente las piezas de una colección por su hábito de roer, marcar la zona con heces fecales y orina que a su vez provoca un incremento en la carga microbiológica de la zona, y por ende incrementa el riesgo de deterioro. Las excretas de las aves por su contenido alto de microorganismos, como coliformes y ácidos orgánicos insolubles en agua, dañan considerablemente los ejemplares (Sánchez, 1981; Duarte, 2012e).

Una de las plagas que causa mayor daño a las piezas de las colecciones, es el ataque de insectos, principalmente coleópteros y lepidópteros (Food and Drug Administration, 1993). Las plagas más difíciles de controlar son los gorgojos y las palomillas, debido a su pequeño tamaño, ciclos biológicos cortos y altas tasas reproductivas. Además, son muy voraces en estado larvario y en muy poco tiempo consumen por completo los materiales o toda la colección (National Academy of Sciences. 1992). Según Mallis (1990), el crecimiento de estas plagas es exponencial y se ilustra en la siguiente tabla.

CRECIMIENTO POBLACIONAL DE ESCARABAJO DE LA HARINA <i>Tribolium castaneum</i> Herbst			
Cada hembra ovíparosita 400 huevos, 60% maduran y de éstos 50% son hembras y 50% machos			
Mes	Total de huevos	Total hembras	Total insectos
0	400	120	240
1.5	48 000	14 400	28 800
3	5 760 000	1 728 000	3 456 000
4.5	691 200 000	207 360 000	414 720 000
6	82 944 000 000	24 883 200 000	49 766 400 000
7.5	9 953 280 000 000	2 985 984 000 000	5 971 968 000 000

2.2 Manejo integral de plagas de acuerdo con la EPA 2012

El control de plagas en las colecciones biológicas se realiza atendiendo las normas y especificaciones de la Agencia de Protección del Ambiente de Estado Unidos de América (*Environmental Protection Agency*, EPA por sus siglas en inglés). Según esta agencia, los principios del Manejo Integral de Plagas (MIP) son: 1) detectar el origen de la plaga y contar con la infraestructura y el personal adecuado para controlarla, 2) conocer su biología, 3) usar los plaguicidas adecuados y autorizados para su control, atendiendo las leyes establecidas, 4) el personal que realiza el MIP debe estar capacitado y certificado, 5) usar tratamientos y plaguicidas que no representen daño a la colección, 6) evaluar el funcionamiento y resultados del MIP, 7) realizar acciones correctivas para que el MIP funcione adecuadamente, 8) establecer programas de mantenimiento preventivo y 9) calendarizar la aplicación de plaguicidas (Duarte, 2012d; Environmental Protection Agency, 2012).

La detección de la plaga se relaciona directamente con la infraestructura que alberga la colección. Una infraestructura adecuada limita o inhibe la propagación de las plagas (Canadian Conservation Institute, 1996a; Duarte, 2012d; Duarte, 2012f). Por ejemplo, en el caso de los roedores deben construirse cimientos con materiales que no permitan su acceso, entre ellos, una placa metálica que abarque hasta 20 cm de altura de la pared. Las puertas de las instalaciones deben estar a una altura menor a 2 mm por arriba del piso, o bien, contar con una cortina inferior o burlete de neopreno o algún material similar, que no afecte la estética del inmueble y que evite la entrada de insectos rastreros y roedores. Los sistemas de ventilación o inyección de aire deben estar en perfecto estado, si se encuentran en desuso son lugares ideales para la introducción o albergue de plagas. La abertura de salida o boca de estos sistemas, debe estar sellada con malla de alambre resistente, con una abertura no mayor a 3 mm. La tubería que proporciona servicios a la instalación y que se conecta con subestaciones y registros de todo tipo, deben colocarse a una altura tal, que impida el acceso de roedores y cualquier otra plaga, asimismo, éstos deben estar protegidos. Las paredes de los colectores o registros deben ser completamente lisas para que no exista la posibilidad de que la plaga escale por las mismas. Se

debe colocar en las ventanas, puertas, accesorios de ventilación y en todos los accesos, mallas protectoras metálicas con abertura no mayor a 3 mm.

El inmueble debe contemplar en su diseño y construcción no tener salientes, huecos, rincones, o hábitats propicios para anidación o establecimiento de plagas. Muchas salientes y huecos son usadas por los roedores, aves y murciélagos para construir nidos y guaridas (Rossol y Jessup, 1996).







Debe existir un reglamento interno de trabajo, en el que se prohíba la introducción y consumo de alimentos de alimentos a las instalaciones. Si se permite por el reglamento, deben ser almacenados en recipientes adecuados. Los desechos de alimentos deben guardarse en contenedores resistentes, tapados herméticamente y colocados en lugares especiales. Su consumo debe realizarse en áreas destinadas para ello, sobre todo, en aquellas que no estén en contacto directo con la colección. Por ningún motivo deben almacenarse residuos de alimentos (Food and Drug Administration, 1994; Secretaría de Salud, 2009). En relación con el personal que maneja la colección, éste deberá contar con la capacitación, ética y comportamiento adecuados que permitan la preservación de los especímenes.

El conocimiento de la biología de la plaga permite controlarla efectivamente. Su ciclo biológico admite conocer en que estadio la plaga ocasiona más daño a las colecciones, y en cuál de éstos se propaga o se reproduce exponencialmente. Además, existen etapas en donde las plagas se hacen resistentes a los plaguicidas. En observaciones en campo durante 25 años de experiencia en el control de plagas, hemos detectado que las cucarachas (*Blattella germanica*) se hacen resistentes a compuestos organofosforados en la etapa de ninfas, de tal manera que, la aplicación de estos productos en estadio adulto no elimina la plaga, o los roedores evaden venenos de acción rápida.








Los daños pueden ser causados de forma directa al consumir el organismo partes del espécimen o la pieza completa, o indirectamente por medio de sus excretas, mordeduras, picoteos e incluso por la transmisión de microorganismos que dañan los especímenes y provocan enfermedades en la población humana. De acuerdo con mi experiencia, en la prevención y control de plagas, en las siguientes tablas, se presentan algunos aspectos de la biología de organismos que causan daño a las colecciones biológicas y que son útiles en su control.

La elaboración de un programa de manejo integral de plagas debe iniciar con un monitoreo para detectar los factores que provocan el ingreso y desarrollo de las mismas. Durante el monitoreo se deben coleccionar ejemplares de la plaga para su identificación, de esta forma se conocerán sus características generales, útiles en su control, que se presentan en los cuadros 1, 2 y 3.







Cuadro 1. Características más importantes a considerar en el programa de control Integral de Plagas de Almacén, que atacan directamente los ejemplares (Food and Drug Administration, 1993; Food and Agriculture Organization of The United Nations, 2012; Duarte, 2012c).

NOMBRE CIENTIFICO	NOMBRE COMÚN CASTELLANO, INGLES	LONGITUD DEL ADULTO (mm)	MATERIAL QUE ATACA PRINCIPALMENTE	COLOR DEL ADULTO	TIEMPO DE DESARROLLO HUEVO-ADULTO	DISPERSION MEDIANTE VUELO	PERFORA ENVASES	ATRACCION POR LUZ BLANCA	ADULTO
<i>Cryptolestes ferrugineus</i> Steph.	escarabajo mohoso, <i>rusty grain beetle</i>	5	grano con alta humedad. Se ha observado atacando todo tipo de muestras de animales secos cuando el ambiente presenta alta humedad. Disemina esporas de hongos	pardo	30 días	no	sí	sí	
<i>Cryptolestes pusillo</i> Schonher	escarabajo mohoso, <i>rusty grain beetle</i>	5	grano con alta humedad. Disemina esporas de hongos	pardo	30 días	no	sí	sí	
<i>Ephestia cautella</i> Walker	palomilla de la almendra, <i>almond moth</i>	14 a 20	fruta seca, nueces, material vegetal. Puede desplazarse grandes distancias dentro del museo	gris con pardo	82 días	sí	no	sí	
<i>Ephestia Eleutella</i> Hubner	palomilla del cereal, <i>cereal moth</i>	16	cocoa, tabaco deshidratado y algunas semillas oleaginosas. La larva construye sus galerías dentro las semillas y en especímenes de herbarios y museos	pardo-dorado	45 a 150 días	sí	sí	sí	
<i>Gnathocerus cornutus</i> Fabricius	escarabajo cornado de la harina, <i>broad horned beetle</i>	4 a 5	harina y cereales. Ataca todo tipo de materia orgánica	pardo oscuro	77 días	no	sí	sí	
<i>Lasioderma serricorne</i> Fabricius	escarabajo del tabaco, <i>cigarrete beetle</i>	2 a 3	vegetal, tabaco deshidratado y especias	pardo claro	30 a 50 días	sí	si	si	




Cuadro 1. Continuación.

NOMBRE CIENTÍFICO	NOMBRE COMUN CASTELLANO INGLÉS	LONGITUD DEL ADULTO (mm)	MATERIAL QUE ATACA PRINCIPALMENTE	COLOR DEL ADULTO	TIEMPO DE DESARROLLO HUEVO-ADULTO	DISPERSIÓN MEDIANTE VUELO	PERFORA ENVASES	ATRACCIÓN POR LUZ BLANCA	ADULTO
<i>Necrobia rufipes</i> DeGeer	escarabajo del jamón de patas rojas, <i>redlegged ham beetle</i>	3.5-7	pescado seco, todo tipo de material orgánico rico en proteína animal. Plaga importante de museos, ataca todo tipo de animales e insectos	azul a verde-metálico, patas rojizas con tonos amarillos	36 a 150 días	no	sí	si	
<i>Oryzaephilus surinamensis</i> Linnaeus	escarabajo dientes de sierra, <i>sawtoothed beetle</i>	2 a 3	harina y cereales. La larva ingresa al empaque por orificios presentes en el mismo	pardo-oscuro	30 a 50 días	no	no	no	
<i>Plodia interpunctella</i> Hubner	palomilla de la harina, <i>indian meal moth</i>	16	todo tipo de semillas. Los adultos pueden volar del campo al museo	pardo claro	40 a 65 días	sí	si	sí	
<i>Prostephanus truncatus</i> Horn.	barrenador grande de los granos, <i>larger grain borer</i>	4 a 5	todo tipo de semillas. No ataca al frijol	pardo	50 días	no	sí	sí	
<i>Rhizopertha dominica</i> Fabricius	barrenador menor de los granos, <i>lesser grain borer</i>	3	todo tipo de semillas	pardo muy claro	30 o más días	sí	sí	sí	
<i>Sitophilus granarius</i> Linnaeus	picudo de los granos, <i>grain weevil</i>	3 a 5	todo tipo de semillas	pardo oscuro	30 a 50 días	no	no	no	
<i>Sitophilus zeamais</i> Linnaeus	picudo del maíz, <i>corn weevil</i>	2 a 3	maíz, otras semillas y tallos de piezas de museo	pardo-oscuro	30 o más días	sí	Si, sólo empaques delgados	sí	



Cuadro 1. Continuación.

NOMBRE CIENTÍFICO	NOMBRE COMUN CASTELLANO INGLÉS	LONGITUD DEL ADULTO (mm)	MATERIAL QUE ATACA PRINCIPALMENTE	COLOR DEL ADULTO	TIEMPO DE DESARROLLO HUEVO-ADULTO	DISPERSIÓN MEDIANTE VUELO	PERFORA ENVASES	ATRACCIÓN POR LUZ BLANCA	ADULTO
<i>Sitotroga cerealella</i> Oliver	palomilla delgado del grano, <i>angoumius grain moth</i>	13 a 17	todo tipo de semillas. Los adultos ovipositan en semillas en el campo y se diseminan los huevecillos hacia el museo	amarillo opaco	40 a 65 días	sí	sí	sí	
<i>Tenebroides mauritanicus</i> Linnaeus	Cadel, <i>cadelle</i>	7.5 a 8	embriones de las semillas y todo tipo de material vegetal. Vive hasta un año.	pardo oscuro	65 a 135 días	sí	Ocasional	sí	
<i>Tineola bisselliella</i> Schäffer	polilla de los tejidos, <i>clothing moth</i>	15	todo tipo de tejidos	color marrón plateado en alas, cuerpo marrón plateado con manchas blancas	20 a 40 días	si, realiza vuelos cortos	si	si	
<i>Tribolium castaneum</i> Herbst.	escarabajo rojo de la harina, <i>red flour beetle</i>	3 a 3.5	harina, semillas con daños físicos, material vegetal	pardo rojizo	40 a 90 días	sí	sí, ocasionalmente	sí	
<i>Tribolium confusum</i> DuVal	escarabajo confuso de la harina, <i>confused flour beetle</i>	3 a 3.5	harina, semillas con daños físicos, material vegetal	pardo	40 a 90 días	no	sí, ocasionalmente	sí	
<i>Trogoderma granarium</i> Everts	escarabajo kapra, <i>khapra beetle</i>	3	cereales, harina insectos, mamíferos y aves disecados	pardo-moteado	30 a 50 días	sí	no	sí	




Cuadro 2. Otras especies a considerar en el programa de control integral de plagas en las colecciones biológicas (Mallis, 1990; Food and Agriculture Organization of The United Nations, 2012; Duarte, 2012e).

NOMBRE CIENTÍFICO	NOMBRE COMÚN	OBSERVACIONES REALIZADAS EN TRABAJO DE CAMPO	ADULTO
<i>Pholcus phalangioides</i> J.K. Füssli	ARAÑA	Fólcido araneomorfo, cosmopolitas con extremidades muy largas y finas, las hembras llevan la ooteca bajo sus quelíceros con 15 a 20 huevos, de color rosado pálido sostenidos con seda desde los quelíceros. Tienen ocho ojos, repartidos en dos centrales, y tres ojos más grandes. Tejen telas irregulares enmarañadas en las que envuelven a sus presas antes de consumirlas. A simple vista se confunden con los opiliones. Prefieren los sitios húmedos y oscuros. Se han observado diversas especies en todos los museos y colecciones biológicas a los que se les ha brindado servicio de Manejo Integral de Plagas. El daño que causan es estético al tejer sus telarañas sobre las piezas (National Pest Management Association, 2007)	
<i>Lyctus brunneus</i> Stephens	BARRENADOR DE MADERA	Es el coleóptero más común que ataca especímenes en las colecciones biológicas. Mide de 3 a 5 mm de largo, marrón-rojizo. La cabeza puede observarse a simple vista, su cuerpo es dorsiventral. Las larvas miden entre 6 y 8 mm con poca pilosidad. Las hembras fecundadas introducen sus huevos en el interior del xilema, por medio del oviscapto. La larva se alimenta del almidón y las proteínas presentes en la madera. El desarrollo larvario dura entre 9 y 12 meses dependiendo de la temperatura. Los adultos se forman entre marzo y abril o en octubre y noviembre. Estos pueden sobrevivir entre dos y seis semanas. Además de esta especie que pertenece a la familia Lyctidae, en museos y herbarios se han detectado otras familias y especies que atacan la madera tanto de muebles que albergan, las colecciones, o bien, la contenida en los especímenes (Food and Agriculture Organization of The United Nations, 2002). Entre estas familias están: Anobiidae; Bostrichidae; Buprestidae; Cerambycidae; Curculionidae; Lyctidae; Oedemeridae; Scolytidae y Siricidae. El daño que causan es deterioro directo de piezas y materiales de madera relacionados (Gutierrez y Casselles, 1998; Food and Agriculture Organization of The United Nations, 2002)	
<i>Liposcelis divinatorius</i> Muller	PIOJO DE LIBRO	Psocóptero cosmopolita, cuerpo parduzco-ambarino, con longitud de 1 mm y aparato bucal masticador, cabeza comparativamente grande y móvil. Tiene el clipeo abultado, ojos compuestos grandes; antenas filiformes con 13 artejos, cuerpo ligeramente endurecido, protórax poco desarrollado, abdomen formado por nueve segmentos bien definidos y sin cercos. Se reproduce durante todo el año por vía sexual y bipartición. Los huevos eclosionan a los 21 días. La ninfa alcanza su madurez sexual entre 24 y 65 días. Es capaz de permanecer en estado de ninfa cuando las condiciones no son apropiadas para su desarrollo y crecimiento. La hembra produce 20 huevos entre octubre y enero a temperaturas de 10° a 20°C y 50 huevos entre mayo y septiembre a temperaturas de 20° a 35°C. Su longevidad total se encuentra entre 24 y 110 días, su potencial biótico se incrementa notablemente por su capacidad de reproducirse por bipartición, por esta vía produce entre 120 y 460 organismos. Se alimentan de celulosa, detritus orgánico y microorganismos que viven en estos sustratos, como hongos, algas y líquenes entre y otros, por lo tanto, atacan especímenes que provienen principalmente de vegetales (National Pest Management Association, 2007). En México, los museos se infestan durante los meses con precipitación abundante. Su desarrollo es favorecido por la humedad alta. Ingresan al museo por medio del vuelo, acarreados por el viento, se fijan en la vestimenta de las personas que ingresan a las colecciones o las piezas ya vienen infestadas (Gutierrez y Casselles, 1998).	




Cuadro 2. Continuación.

NOMBRE CIENTÍFICO	NOMBRE COMÚN	OBSERVACIONES REALIZADAS EN TRABAJO DE CAMPO	ADULTO
<i>Pulex irritans</i> Linnaeus	pulga	<p>Sifonáptero cosmopolita. Su cuerpo esta comprimido, sin alas, ni ojos compuestos, antenas cortas y modificadas, ocelos bien desarrollados y aparato bucal adaptado para picar y absorber sangre, conservan los palpos labiales y maxilares. Se desplazan por medio de saltos de hasta 35 cm de longitud y 21 cm de alto. Las larvas son vermiformes, ápodas y sin ocelos, su cabeza es parda y el resto del cuerpo blanco; el abdomen se encuentra formado por diez segmentos, con cerdas rígidas que le ayudan en su desplazamiento a través de la materia orgánica, el último segmento tiene dos ganchos finos. Las larvas se desarrollan en las acumulaciones de materia orgánica de los nidos y madrigueras de sus hospederos. Depositán cerca de 400 huevos que eclosionan en un lapso entre dos a 15 días (Chandler y Red 1961). En zonas tropicales las larvas alcanzan su estado adulto en tres semanas. Pueden parasitar al ser humano. Ingresan a las colecciones en piezas contaminadas de especímenes que corresponden a mamíferos y aves. Son transmisores de bacterias y rickettsias y hospederos intermediarios de helmintos. El riesgo que representan es al personal por las enfermedades que pueden transmitir (National Pest Management Association, 2007).</p>	
<i>Psychoda alternata</i> Say.	mosca de drenaje	<p>Es un díptero con ciclo biológico similar a <i>Melanagromyza</i> sp. Su cuerpo negro con alas más claras y semitransparentes, éstas con manchas heterogéneas, su longitud es de 2 mm; cuerpo pubescente, antenas divididas en 13 segmentos, cada uno de ellos con una pequeña protuberancia y abundantes pelillos. Esta especie se dispersa desde su fuente de origen hasta 1.6 km. Las larvas se desarrollan en drenajes y materia orgánica en descomposición, escavan galerías en el sustrato donde viven y en el suelo para desplazarse en busca de alimento. Su desarrollo larvario dura varias semanas y produce varias generaciones en un mes. Las pupas se desarrollan en el suelo, en un pupario alargado cuya superficie es lisa y brillante con segmentación marcada en el último estadio larval. Durante la primavera, a principios de abril, esta especie se puede confundir con <i>Psychoda cinerea</i>, una especie relacionada cuyas características morfológicas y ciclo de vida es similar a <i>P. alternata</i>. El riesgo que representan es al personal por las enfermedades que pueden transmitir y a las piezas por el riesgo de descomposición por el alto contenido de carga microbiana (National Pest Management Association, 2007).</p>	



Cuadro 2. Continuación.

NOMBRE CIENTÍFICO	NOMBRE COMÚN	OBSERVACIONES REALIZADAS EN TRABAJO DE CAMPO	ADULTO
<i>Grillus assimilis</i> Fabricius	grillo	<p>Es un ortóptero con cuerpo alargado, poco robusto, pardo- oscuro, en ocasiones rojizo o amarillento; cabeza ancha y redondeada; ojos pequeños y prominentes; pronoto liso semianular; tegminas ambarinas, alas posteriores translúcidas, más largas que las tegminas y el abdomen; estriduladores alares y órganos auditivos protibiales complejos. Los huevos son depositados dentro del suelo, generalmente experimentan ocho mudas ninfales para alcanzar el estadio adulto. Las condiciones climáticas locales influyen en su desarrollo, por lo tanto los grillos pasan el invierno en estadio de huevo, ninfa o adulto, dentro de túneles subterráneos. La estridulación de los machos es muy compleja y potente, pudiendo escucharse en forma casi ininterrumpida a grandes distancias (National Pest Management Association, 2007). Esta especie se encuentra asociada con otros ortópteros de la familia Acrididae, entre ellos los cara de niño (<i>Stenopelmatus fuscus</i>, <i>Scapteriscus vicinus</i>) y grillos subterráneos (<i>Acheta domesticus</i>), cuyos ciclos de vida, daños e importancia económica y sanitaria son muy similares. El riesgo que representan es tratar de alimentarse de ejemplares (National Pest Management Association, 2007).</p>	
<i>Doru lineare</i> Eschsch	tijerilla	<p>Es un dermáptero negro o pardo rojizo, con dos amplias bandas longitudinales laterales que recorren el pronoto y las alas anteriores; cercos con pequeños denticulos cerca del ápice, su longitud es de 15 a 18 mm.</p> <p>Los adultos se alimentan de polen y flores. Son atraídos por la luz blanca que emiten las lámparas. Su distribución es amplia ya que se dispersa por medio del viento y se introduce fácilmente en materiales que le ofrecen refugio. Sus principales hospederos son el maíz, el camote y diversas plantas silvestres. Se considera como una plaga secundaria del cultivo del maíz y no representa peligro directo a la salud humana. Cuando se le molesta tiende a ser agresiva, levantando la pinza que tiene en porción terminal del abdomen en dirección del atacante.</p> <p>El riesgo que representan es la contaminación como materia extraña por la presencia de sus cuerpos en las piezas de la colección y el aroma característico que desprenden (National Pest Management Association, 2007).</p>	
<i>Blattella germanica</i> Linnaeus	Cucaracha alemana	<p>Es un dictióptero amarillo-oscuro, con dos franjas longitudinales oscuras en el pronoto; longitud de 10 a 20 mm; alas grandes ocultas que cubren el abdomen por completo; último segmento abdominal entero en los dos sexos. Su ciclo de vida dura de 2 a 5 meses, dependiendo de las condiciones ambientales, principalmente temperatura y humedad relativa, estos factores influyen en la oviposición y la eclosión. Producen 2 a 3 generaciones anuales. La hembra expulsa hasta 7 ootecas en su vida, éstas contienen un número variable de huevos que fluctúa entre 25 y 30, produciéndose entre 170 y 210 huevos por hembra. El número anual de crías es de 4500. Es una especie cosmopolita, se localiza generalmente en lugares escondidos y con temperaturas elevadas (cerca de maquinaria, estufas, hornos, calderas, entre otros). Las piezas atacadas por esta especie presentan mordeduras típicas y un aroma desagradable, además pueden transmitir enfermedades como el cólera al personal (National Pest Management Association, 2007).</p>	


Cuadro 2. Continuación.

NOMBRE CIENTÍFICO	NOMBRE COMÚN	OBSERVACIONES REALIZADAS EN TRABAJO DE CAMPO	ADULTO
<i>Periplaneta americana</i> Linnaeus	Cucaracha americana	<p>Es un neoptero pardo-rojizo a pardo-oscuro, brillante en estado adulto, ligeramente más claro en estadios juveniles; longitud de 30 a 50 mm; alas grandes ocultas pero aptas para el vuelo en ambos sexos. Las hembras presentan el último segmento abdominal con dos incisiones en su parte ventral. Los estadios juveniles presentan poco desarrollo de las alas y se les aprecian bien divididos los segmentos abdominales. Su ciclo vital dura entre 13 a 16 meses y puede prolongarse hasta 3 años. Las hembras producen de 15 a 90 ootecas en su vida conteniendo 14 a 16 huevos cada una, su longevidad es de dos a tres años. El número anual de crías es de 210 a 1440, puede incrementarse dependiendo de las condiciones ambientales y la disponibilidad de alimento. Prefiere temperaturas ambientales entre 20 y 40 °C, sin embargo, soporta temperaturas de hasta 50° C, sin alterar su metabolismo. Es una especie cosmopolita, aunque prefiere lugares húmedos y oscuros, como coladeras y drenajes. Son más sensibles a la luz que <i>Blattella germanica</i>. Las piezas atacadas por esta especie presentan mordeduras típicas y un aroma desagradable, pueden transmitir enfermedades gastrointestinales al personal (National Pest Management Association, 2007).</p>	
<i>Mus musculus</i> Linnaeus	ratón doméstico	<p>Es un múrido pardo a gris, con longitud, incluyendo la cola de 8 a 15 cm, 15 a 20 g de peso. En libertad su vida media es de cuatro a seis meses, y en cautiverio puede ser de varios años. Sus épocas de celo están condicionadas a la disponibilidad de alimento, pero como cohabita con humanos, su fuente de alimento no escasea y puede estar sexualmente activo durante todo el año. Las hembras son sexualmente activas a las cinco o seis semanas, los machos requieren de unos días más para alcanzar su madurez sexual. Su gestación dura de 19 a 20 días (excepcionalmente 24). La hembra puede parir de 3 a 10 ejemplares, sin pelo, con los ojos cerrados y sin capacidad auditiva, pesando generalmente 1 g. Las crías son depositadas en el interior de la madriguera, construida con restos de papel o pelo. Su periodo de lactancia varía entre 18 y 20 días, después de éste tiempo inician su dispersión. Sus hábitos alimenticios están condicionados a la disponibilidad de alimento, aunque, prefieren el consumo de cereales. Se introduce a museos y herbarios por ranuras de 3 mm en estadio juvenil o de 7 mm en etapa adulta (Sánchez, 1981). Las piezas atacadas por esta especie presentan mordeduras, excretas y orina</p>	 <p data-bbox="1141 1123 1258 1150">Fuente: INBio © Derechos reservados</p>
<i>Rattus norvegicus</i> Berkenhout	rata	<p>Es un múrido pardo a gris, con un peso de 260 a 490 g, mide 45 cm incluyendo la cola, complexión robusta. Vive un año. Es omnívoro y consume 40 g de alimento por día. Almacena grandes cantidades de alimento en sus madrigueras y consume 30 mL de agua diariamente. Evade alimentos que no ha consumido. Son animales muy inteligentes, hábiles y resistentes. Un individuo puede caer sobre sus patas desde una altura de 15 m, trepar por una pared de ladrillos, escalar por el interior de una tubería de 3 cm de diámetro, saltar 60 cm en forma vertical y 1.20 m en forma horizontal. Logra saltos de 3 m de longitud cuando inicia el impulso a una altura de 5 m, se escabulle por hendiduras de 0.7 cm de diámetro y nada casi un km o 5 días consecutivos si fuera necesario y bucea por cañerías de hasta 5 m de largo. Es capaz de desplazarse, en cortas distancias, a una velocidad de 0.45 m/seg. Roe prácticamente cualquier material, desde papel o madera hasta cemento o metal de 2 cm de espesor. Son capaces de trasladarse utilizando como camino cables telefónicos o eléctricos, varillas y salientes de 2 cm de ancho. Tienen una gran capacidad para mantener el equilibrio y saltar obstáculos en casi cualquier superficie.</p>	

Cuadro 2. Continuación.

NOMBRE CIENTÍFICO	NOMBRE COMÚN	OBSERVACIONES REALIZADAS EN TRABAJO DE CAMPO	ADULTO
<i>Rattus norvegicus</i> Berkenhout	rata	<p>Su capacidad visual es muy pobre, aparentemente es monocromática y sólo ven a corta distancia, por lo tanto, se guían utilizando sus vibrisas y pelo corporal, esto les ayuda a moverse en la oscuridad. También, en su desplazamiento utilizan los sentidos del olfato y el gusto para encontrar alimento y evadir las sustancias químicas venenosas, además usan el oído para prevenir peligros y estar en constante alerta. Prefieren alimentarse de cereales y otras semillas. También consumen cualquier tipo de carne, fruta o verdura. Si escasean estos recursos alimenticios, entonces consumen excremento, orina o sus propios congéneres, ya sean vivos (Sánchez, 1981). Las piezas atacadas por esta especie presentan mordeduras, excretas y orina.</p>	
<i>Passer domesticus</i> Linnaeus	gorrión	<p>Es una ave paseriforme, mide de 14 a 16 cm, pesa 30 g aproximadamente; parda a gris, con manchas características en el macho formando un antifaz que desciende hasta el pecho. La hembra presenta manchas negras características en la cabeza, las cuales se desvanecen a medida que descienden en el plumaje. Son muy prolíficas, crían de 2 a 5 polluelos por año, siendo la temporada de mayor crianza en primavera. Ovipositan de 3 a 8 huevos en cada puesta, en promedio 5, los cuales tardan en empollar de 11 a 17 días, en promedio 14. Son capaces de volar cuando terminan el emplumaje a las 2 semanas de edad, tiempo en el que forman un nuevo nido e inician la crianza dependiendo de la disponibilidad de alimento y lugares para anidación.</p> <p>Es una especie principalmente granívora, con excepción de la época de crianza, cuando los padres alimentan a sus polluelos con insectos y larvas. Los gorriones se alimentan de una gran variedad de semillas, cereales y desperdicios de alimento humano, también consumen frutos pequeños y flores. (Godown y Peterson, 2000). Son aves sociales, sus nidos están próximos entre sí y forman parvadas pequeñas. Cuando encuentran un refugio bajo techo en construcciones humanas es difícil removerlos y constituyen una fuente importante de guano, basura, plumas y ectoparásitos. También dañan con el picoteo estructuras suaves como el Styrofoam (aislante) para construir sus nidos. En subestaciones eléctricas sus nidos han provocado cortos circuitos o incendios que causan averías serias al equipo de proceso o iluminación. Se encuentran implicados en la transmisión de más de 25 enfermedades y microorganismos dañinos para el humano y animales comerciales incluyendo salmonelosis y diferentes formas de encefalitis. Transporta activamente pulgas (<i>Ceratophyllus</i> sp.) y chinches (<i>Cimex</i> sp.), que transmiten protozoarios y otros patógenos.</p> <p>El excremento de estas aves pueden dañar severamente las piezas (Godown y Peterson, 2000).</p>	
<i>Columba livia</i> Gmelin	paloma	<p>Es un ave columbiforme, mide de 30.5 a 33 cm, pesa 370 g aproximadamente; cola mediana, pico negrusco con cera blanca en la base, patas rojizas o rosadas, ojos amarillos, oscuros en estado juvenil, el plumaje es muy variable entre individuos, generalmente es gris claro con dos franjas de color negro en las alas, una franja negra en la punta de la cola, rabadilla blanca e iridiscencias moradas y verdes en el cuello. Oviposita 1 a 2 huevos que eclosionan en un término de 8 a 12 días después de la fecundación, los huevos empollan durante 18 días que al eclosionar dan a lugar críos sin pelo ni plumas.</p> <p>Los críos son alimentados directamente en el pico con un líquido blanco que los padres han digerido previamente a partir de los alimentos recolectados durante el día, la alimentación directa puede prolongarse hasta por 6 semanas.</p>	

Cuadro 2. Continuación.

NOMBRE CIENTÍFICO	NOMBRE COMÚN	OBSERVACIONES REALIZADAS EN TRABAJO DE CAMPO	ADULTO
<i>Columba livia</i> Gmelin	paloma	<p>La oviposición puede llevarse a cabo durante todo el año dependiendo de las condiciones existentes de alimento, abrigo y disponibilidad de agua. La época de apareamiento es durante la primavera y el verano, son aves monógamas. Cuando las crías se aproximan a los 10 meses de edad se encuentran aptos para el apareamiento, el cual puede ocurrir de inmediato incrementando el tamaño de la población en poco tiempo, debido a ello y el empollamiento múltiple, se pueden presentar varias generaciones en un sólo año (Godown y Peterson, 2000; National Pest Management Association, 2007)</p> <p>La longevidad de estas aves es variable, en libertad pueden vivir hasta 15 años y en cautiverio hasta 30. Se alimentan principalmente de semillas, insectos y prácticamente cualquier materia orgánica, sobre todo aquellas que viven en las ciudades. Estas aves representan un riesgo a la salud humana y a la integridad de sus construcciones, ya que su excremento o guano contiene microorganismos como hongos, protozoarios y bacterias de diferentes especies que producen enfermedades como ornitosis, encefalitis, enfermedad de Newcastle en aves domesticas, histoplasmosis, cryptococcidiosis, toxoplasmosis, pseudotuberculosis, coccidiosis, salmonelosis, entre otras. También portan en sus plumas, piel y cavidades corporales ectoparasitos como chinches y pulgas o corucos (Godown y Peterson, 2000).</p>	
<i>Quiscalus mexicanus</i> Gmelin	urraca	<p>Es una ave paseriforme, el macho mide de 41 a 42.5 cm y pesa aproximadamente 198 g, la hembra mide 31 a 32.5 cm y pesa aproximadamente 170 g; su plumaje es verde-azul o púrpura, con iridescencias coloreadas de negro que cambian a tornasol con la luz, tiene cola muy grande en forma de V; sus ojos son blancos o amarillentos.</p> <p>Su distribución amplia obedece a su gran adaptabilidad y tolerancia a las condiciones urbanas. Se alimenta de vertebrados, crustáceos pequeños, animales marinos, desperdicios de comida, semillas y frutos.</p> <p>Forman sus nidos de diversos materiales vegetales, fibras, barro o ramas. Anidan en formando colonias, ovipositan 2 a 3 huevos entre azul pálido o brillante con manchas o rallones intrincados pardas o negras. Se reproducen de enero a julio.</p> <p>Se encuentra en hábitats modificados por el hombre, como terrenos de cultivo, bordes y fragmentos de bosque y zonas urbanas y suburbanas.</p> <p>Se considera una plaga en las zonas urbanas. En el caso de colecciones biológicas transmiten microorganismos que afectan a la colección, entre ellos hongos (Godown y Peterson, 2000).</p>	

Las especies mencionadas en el cuadro 2, pueden causar alteraciones a los ejemplares de diferentes formas, por ejemplo, la seda de las arañas afecta la estética, los barrenadores de madera destruyen piezas y mobiliario, los psocidos propagan hongos en piezas de origen vegetal, y otras pueden transmitir enfermedades al personal del museo. Con base en el conocimiento de su biología, se deben elaborar los programas de tratamiento con plaguicidas que incluyan puntos específicos de aplicación, temporadas en las que se aplicará con mayor frecuencia y recomendaciones al personal de los museos para que realicen actividades específicas que eviten su desarrollo y propagación. En el cuadro 3, se incluye información que es útil para desarrollar un programa de manejo integral de plagas, principalmente en museos y herbarios.

CUADRO 3. DATOS PRÁCTICOS ÚTILES PARA ELABORAR UN PROGRAMA DE MANEJO INTEGRAL DE PLAGAS.

PLAGA	OBSERVACIONES
<p>CUCARACHA</p> <p><i>Blattella germanica</i> Linnaeus</p> <p><i>Periplaneta americana</i> Linnaeus</p>	<p>Distribución mundial. Desarrollan resistencia a plaguicidas, principalmente las ootecas. Se reproducen durante todo el año. Producen una gran cantidad de individuos. Se alimentan hasta de materiales inorgánicos, dañan sellos y aislante térmicos. Toleran temperaturas y humedades extremas. Para su control deben considerarse plaguicidas de contacto, como los piretroides en polvo que deben colocarse en tableros de control y canaletas de cables eléctricos, o bien polvos como el ácido bórico e insecticidas en forma de gel, polvo pasta, elaborados a base de nicotina (National Academy of Sciences, 1992).</p>
<p>PULGA</p> <p><i>Pulex irritans</i> Linnaeus</p>	<p>Distribución mundial. Desarrolla resistencia a plaguicidas, principalmente organofosforados tales como el diazinón y el diclorvos, por lo cual se recomienda usar carbamatos y piretroides. Se reproducen durante todo el año. Producen una gran cantidad de individuos, hasta 9500 crías anuales. Para su control se debe considerar la técnica de aplicación por aspersión a baja presión para el museo en general, en el caso de piezas delicadas se deben aplicar compuesto piretroides en forma de humo seco. Los especímenes animales desarrollan hábitats propicios para el desarrollo de pulgas, generalmente estas son introducidas por organismos de nuevo ingreso a la colección (National Academy of Sciences, 1992).</p>
<p>MOSCA</p> <p><i>Psychoda alternata</i> Say.</p>	<p>Distribución mundial. Producen una gran cantidad de individuos en un periodo corto, hasta 50 000 crías al año. Toleran temperaturas y humedades extremas. Se alimenta de todo tipo de materia orgánica incluyendo la que se encuentra en descomposición. Las pieles de los especímenes pueden estar infestadas antes de su entrada a la colección. Para su control se recomienda colocar con una brocha o rodillo sobre las paredes y otras superficies donde se posan, 9-tricosene mezclada con piretroides como la alfacipermetrina. El 9-tricosene es la feromona sexual de estos insectos, que sirve de atracción hacia las superficies tratadas (National Academy of Sciences, 1992).</p>
<p>MOSCO</p> <p><i>Anopheles</i> sp. <i>Culex</i> sp. <i>Aedes</i> sp.</p>	<p>Distribución mundial. Los ambientes humanos propician su rápida reproducción, las hembras producen hasta 50 000 individuos al año, por lo tanto, se debe evitar el almacenamiento de agua y materia orgánica, además de otros utensilios que propician su desarrollo y reproducción, como llantas usadas, botellas y botes. En museos localizados en zonas de alta humedad representan un riesgo para el personal. Para su control se recomienda eliminar los sitios de desarrollo, aplicación de tratamientos por termonebulización usando plaguicidas organofosforados como el propoxur que también actúa como larvicida en los sitios de desarrollo con agua estancada no potable (National Academy of Sciences, 1992).</p>

Cuadro 3. Continuación.

PLAGA	OBSERVACIONES
CHINCHE DE CHAGAS <i>Triatoma pallidipennis</i> Stal.	Se distribuye en zonas tropicales de América latina. Sus poblaciones se incrementan hasta 25 veces por generación. Su control es preventivo, los especímenes que ingresan a los museos, provenientes de zonas tropicales, deben ser tratados antes de ingresar a la colección con gas fosfina o bromuro de metilo, para eliminar los huevecillos. Se localiza en zonas tropicales y subtropicales Se recomienda aplicar dosis bajas por un periodo de 96 horas para el caso de la fosfina y 48 horas para el bromuro de metilo, de esta forma no se dañan los tejidos del ejemplar (National Academy of Sciences, 1992; Organización Mundial de la Salud, 2012).
RATA Y RATON <i>Rattus norvegicus</i> Berkenhout <i>Mus musculus</i> Linnaeus	Distribución mundial. Producen hasta 10 000 crías al año. Se ha detectado durante 27 años de trabajo, que se establecen en áreas urbanas o en sitios cercanos a éstas, para facilitar la búsqueda de alimento, localizado en contenedores de basura, almacenes, comedores y otros sitios. Los ratones generalmente tienen un territorio de 200 m y las ratas de 1000 m. Se recomienda establecer el control colocando estaciones con veneno anticoagulante en la parte externa de los museos, una a cada lado de las puertas. En el interior, dos estaciones sin veneno (mecánica o pegamento), una a cada lado de las puertas. Estas medidas de control pueden complementarse colocando estaciones con veneno en el exterior, cada 30 m estableciendo un perímetro de control permanente (Sánchez, 1981; National Academy of Sciences, 1992).
ARAÑA <i>Pholcus phalangioides</i> J.K. Füssli	Distribución mundial. El número de ejemplares que producen por año es variable dependiendo de la especie y la zona. Se considera benéfica porque se alimenta de insectos. En el museo contamina con sus sedas las diferentes piezas, y en el caso de especies venenosas, representan un riesgo para el personal. Las especies más peligrosas encontradas en los museos son las llamadas viuda negra, capulina y tarántula. Se recomienda controlarlas estableciendo un programa semanal de limpieza (National Academy of Sciences, 1992).
HORMIGA <i>Iridomyrmex humilis</i> Mayr	Distribución mundial. Existen diferentes especies dependiendo de la región donde se localice el museo. Por alimentarse de hongos, muchas especies infectan piezas de la colección. En museos de zonas desérticas, por ejemplo, el Museo del Desierto de Delicias Chihuahua, las hormigas han causado daños irreversibles a piezas en proceso de taxidermia (National Academy of Sciences, 1992).
HORMIGA <i>Paratrechina longicornis</i> Latreille	Distribución mundial. Son de difícil control porque se organizan en colonias de hasta 20 000 individuos y sus nidos pueden estar localizados lejos del museo. Se recomienda controlarlas eliminando los puntos de acceso como ranuras por donde pasa la tubería, canaletas de cables y grietas. Hasta el momento hemos detectado que se deben evitar los plafones falsos en los museos y herbarios, pues estos facilitan la entrada de hormigas. Para el control con plaguicidas se puede aplicar en forma directa al nido polvo que contiene abamectina proveniente de un hongo (National Academy of Sciences, 1992).

Cuadro 3. Continuación.

PLAGA	OBSERVACIONES
PSOCIDOS <i>Liposcelis divinatorius</i> Muller	Distribución mundial. Existen diferentes especies que viven en materiales ricos en celulosa como papel, cartón y madera. Se han observado en plumas, pieles, semillas, especímenes de herbario y documentos de museos. Se alimentan de los hongos y microorganismos que se desarrollan sobre los materiales mencionados. Producen 70 000 individuos por mes en lugares con las condiciones ambientales adecuadas. Los hemos observado en instalaciones con temperatura de 30 C° y más de 75% de humedad relativa. Se recomienda controlarlos manejando adecuadamente la temperatura y la humedad. También en su control, es importante no introducir piezas húmedas a la colección. Se ha observado que los plafones falsos en museos y herbarios propician el desarrollo de psocidos. En su control se recomienda el gas fosfina en dosis bajas por un periodo 96 horas, o el bromuro de metilo por 48 horas. Estas dosis no dañan los ejemplares (National Academy of Sciences, 1992).
COLEÓPTEROS Y LEPIDOPTEROS Ver lista de especies en el cuadro 1.	Distribución mundial. Se considera la plaga más destructiva y peligrosa para las colecciones biológicas. Tienen una alta tasa de reproducción y sus larvas atacan directamente a las piezas de las colecciones. Toleran temperaturas y humedades extremas. Se han localizado en una gran variedad de piezas de museo y muchas veces se ha observado que destruyen por completo las mismas. La etapa más destructiva es la larval, pues se alimentan de manera voraz y de diversos materiales. En la literatura se registra que son estenofágicas, pero hemos observado que atacan cualquier tejido vegetal o animal de los especímenes. En su control se recomienda el gas fosfina en dosis bajas por un periodo 96 horas, o el bromuro de metilo por 48 horas. Estas dosis no dañan los ejemplares (National Academy of Sciences, 1992).
AVES <i>Passer domesticus</i> Linnaeus <i>Columba livia</i> Gmelin <i>Quiscalus mexicanus</i> Gmelin	Distribución mundial. Tres especies se consideran plaga para los museos, paloma, zanate y gorrión: Su época de reproducción es en primavera y verano, se extiende cuando existe mayor disponibilidad de alimento. Se han convertido en un problema para los museos, porque usan las estructuras para anidar y pueden ingresar fácilmente a las instalaciones, causando diversos daños directos con sus picoteos e indirectos con sus heces y ectoparásitos. No existe un método único de control, se recomienda aplicar un sistema de estímulo-respuesta que incluya varias técnicas simultaneas, entre ellas, retirar sus nidos del museo y colocarlos en zonas cercanas, aplicar en áreas donde se posan gel repelente a base de poliisobutileno, un pegamento conocido como <i>tact</i> permanente (Hancock, 1993). También se puede usar un somnífero mezclado con su alimento diluidos en agua, como el diazepam, liberando en campo a los ejemplares capturados de esta forma y hacer vuelos con aves rapaces como halcones y aguilillas. Durante el control se usan emisores de sonido para causar alarma entre las poblaciones de aves para ahuyentarlas (Godown y Peterson, 2000).

Cuadro 3. Continuación.

PLAGA	OBSERVACIONES
POLILLAS <i>Tineola bisselliella</i> Linnaeus	Distribución mundial. Las polillas se alimentan de telas y tejidos ricos en proteína. Se consideran una plaga destructiva para las colecciones biológicas. Tienen una alta tasa de reproducción y sus larvas atacan directamente a las piezas de las colecciones. La etapa más destructiva es la larval, pues se alimentan de manera voraz. Para su control se recomienda el gas fosfina en dosis bajas por un periodo 96 horas, o el bromuro de metilo por 48 horas. Estas dosis no dañan los ejemplares (Cosgrove <i>et al</i> , 1992).
TERMITAS <i>Cryptotermes brevis</i> (Walker) Y BARRENADORES DE MADERA <i>Lyctus brunneus</i> Stephens	Distribución mundial. Las termitas y barrenadores se alimentan de la madera usada en las bases que sostienen los ejemplares de los museos, mobiliario y especímenes de herbario. Las termitas destruyen estructuras completas de los museos al anidar en cimientos, paredes y techos. Tienen una alta tasa de reproducción. Para su control se recomienda la inyección de piretroide deltametrina en la madera dañada, plaguicidas organofosforados como el clorpirifos, aplicados en cimientos y complementados con gas fosfina en dosis media por un periodo 96 horas, o el bromuro de metilo por 72 horas. Estas dosis pueden dañar los ejemplares por lo que debe evaluarse el inmueble y el tipo de piezas antes de su aplicación, las piezas con tejido animal conservados en medio líquido son sensibles porque pueden absorber gas (Cosgrove <i>et al</i> , 1992).

En el control de plagas de las colecciones biológicas, es importante conocer que muchas de las plagas anteriormente mencionadas pueden transmitir enfermedades al personal que labora en las instalaciones, a los visitantes y usuarios, así como al personal técnico de control de plagas. El programa de Manejo Integral debe dar prioridad a las actividades de control para especies que involucran zoonosis relacionada con riesgos al ser humano. En el cuadro 4 se mencionan las enfermedades más importantes que producen algunas de estas plagas:

CUADRO 4. ENFERMEDADES MÁS IMPORTANTES QUE PRODUCEN ALGUNAS PLAGAS QUE ATACAN COLECCIONES BIOLÓGICAS.

ENFERMEDAD	ZONOSIS
PESTE	bacteriosis donde las ratas son portadoras de la pulga <i>Yersinia pestis</i> , esta transmite la bacteria <i>Xenopsilla cheopis</i> causante de la enfermedad.
TIFOIDEA	bacteriosis producida por la contaminación de alimentos mediante heces fecales de roedores, el agente causal es <i>Salmonella cholerasius</i> y <i>S. typhi</i> . Estas bacterias también están presentes en el excremento de las aves como <i>Columba livia</i> , cucarachas y moscas (Hancock, 1993).
TRIQUINOSIS	nematodiasis cuando los cerdos consumen cadáveres de roedores o heces fecales que contienen <i>Trichinella spiralis</i> . El roedor forma parte de un ciclo sinantrópico.

Cuadro 4. Continuación.

ENFERMEDAD	ZONOSIS
COLERA	bacteriosis diseminada por las cucarachas <i>Periplaneta americana</i> , <i>Blatella germanica</i> y <i>Blatta orientalis</i> . El agente causal es <i>Vibrio cholerae</i> .
DERMATOMICOSIS	hongos en la piel diseminados por pelo, grasa corporal y excretas de los roedores. El agente causal específico no se ha determinado
ENFERMEDAD DE CHAGAS	causada por el protozoo flagelado <i>Trypanosoma cruzi</i> , que se transmite por la chinche de chagas, que se alimenta de sangre incluyendo la humana. Transmite la enfermedad parasitaria tropical de chagas o mal de chagas-Mazza.
DISENTERIA	bacteriosis diseminada por las cucarachas <i>Periplaneta americana</i> , <i>Blatella germanica</i> y <i>Blatta orientalis</i> . El agente causal es <i>Escherichia coli</i> . También puede transmitirse por heces fecales de roedores y <i>Musca domestica</i> .
AMIBIASIS	bacteriosis diseminada por las cucarachas, el agente causal es <i>Entamoeba histolitica</i> , también transmitida por <i>Musca domestica</i> .
CONJUNTIVITIS	bacteriosis transmitida por <i>Musca domestica</i> y otras especies de moscas.
LISTERIOSIS	bacteriosis transmitida por la hormiga <i>Irimyrmex humitis</i> , el agente causal es <i>Listeria monocytogenes</i> .
AFLATOXICOSIS.	envenenamiento por aflatoxinas, muchas especies de psocidos, lepidópteros y coleópteros que dispersan las esporas de <i>Aspergillus fumigatus</i> y <i>Aspergillus niger</i> . En el caso particular de los derméstidos, la larva es muy dañina para piezas de colecciones biológicas al alimentarse de diversos materiales que constituyen a los ejemplares (Zaitseva, 1987)

(National Academy of Sciences. 1992; Food and Drug Administration, 1993)

2.3 CLASIFICACION DE PLAGUICIDAS USADOS EN EL CONTROL DE PLAGAS DE LAS COLECCIONES BIOLÓGICAS

En el control de plagas de las colecciones biológicas, es importante conocer los plaguicidas para evitar riesgos al personal que labora en las instalaciones, a los visitantes y usuarios, así como al personal técnico de control de plagas. Un plaguicida es toda sustancia o compuesto que se utiliza para abatir y controlar una población de fauna o flora nociva que afecte a los bienes del hombre (Food and Drug Administration, 1994). De acuerdo con su composición química, toxicología, origen y forma de acción, los insecticidas se clasifican en: organoclorados, organofosforados, carbamatos, piretroides, botánicos, organoazufrados, organoestanosos, formamidinas, tiocianatos, dinitrofenoles, microbiológicos, inorgánicos, aceites minerales, avermectinas, extractos biológicos y hormonales, fumigantes y gases y repelentes (Ware, 1988; National Academy of Sciences 1992; Food and Drug Administration, 1994;). Para el control de roedores y otros

vertebrados, se clasifican con base en su forma de acción fisiológica, entre ellos se mencionan: depresores del Sistema Nervioso Central, movilizadores de las reservas de calcio, paralizantes cardiacos, convulsionantes, paralizantes

respiratorios, hepáticos e Intestinales; repelentes y anticoagulantes (Food and Drug Administration, 1994; Duarte, 2012a; Duarte, 2012b).

En función de su grupo químico para el control de plagas vegetales están: herbicidas Inorgánicos, aceites minerales, agentes químicos diversos, herbicidas orgánicos o arsenicales, ácidos fenoxialifáticos, amidas sustituidas, nitroanilinas, ureas, carbamatos, compuestos heterocíclicos nitrogenados, ácidos alifáticos y arilalifáticos y nitrilos sustituidos, bipiridilos, alifáticos saturados y no saturados, entre otros agentes químicos Diversos (Comisión Intersecretarial para el Control del proceso y Uso de Plaguicidas, Fertilizantes y Substancias Toxicas, 1998).

Según su presentación y forma de aplicación, los plaguicidas e insecticidas están disponibles en el mercado en forma de: concentrados emulsificables, nebulizables, líquidos para ser aplicados por medio de la técnica ultrabajo volumen, solubles, miscibles y dispersables. Líquidos para aplicación directa como las piretrinas, emulsiones para aplicación en bandas de liberación prolongada como las pinturas y lacas a base de organofosforados, microencapsulados en líquido o en polvo, pastas aplicadas directamente o para mezclarse con alimentos que consume la plaga, tabletas para consumo directo, comprimidos que liberan gas, gas licuado (bromuro de metilo), cebos embolsados o parafinados o extrudados y polvos para rastreo (Budavari, 1989; Comisión Intersecretarial para el Control del proceso y Uso de Plaguicidas, Fertilizantes y Substancias Toxicas, 1998).

2.4 RIESGOS DEL USO DE PLAGUICIDAS EN COLECCIONES A LA SALUD HUMANA Y AL AMBIENTE

Características de los plaguicidas y persistencia en el ambiente

Para evitar riesgos a la salud de los usuarios y aplicadores, es necesario conocer las características fisicoquímicas de los plaguicidas, por ejemplo, flamabilidad, presión de vapor, densidad, aroma, color y viscosidad. Es necesario conocer los productos que se forman al mezclarlos con diluyentes, por ejemplo, los piretroides al mezclarse con alcohol forman una mezcla azeotropa explosiva que puede dañar instalaciones y colecciones completas. La aplicación de plaguicidas incompatibles forman sustancias flamables, los alcalinos no deben mezclarse con los ácidos, ya que la mezcla aumenta su temperatura y provoca explosiones. Del mismo modo, las pastillas de fosforo de aluminio, son higroscópicas y

producen explosiones violentas si entran en contacto accidental con el agua. La aplicación frecuente de organofosforados por termonebulización, produce dioxanos carcinogénicos, por lo tanto, es necesario conocer la presentación comercial del producto, su ingrediente activo, concentración de éste y la forma de aplicación. También es necesario conocer la persistencia del producto aplicado en el ambiente, para prevenir intoxicaciones inmediatas y crónicas de los curadores y usuarios. La Organización Mundial de la Salud prohíbe los plaguicidas que persisten en el ambiente por largos periodos, entre ellos, acetoclor, acifluorfen, bromoxinil, captafol, captan, fensulfotión, paraquat y sulfato de cobre (Organización Mundial de la Salud, 1982; Organización Mundial de la Salud. 1993).

Plaguicidas en forma de gas

Es conveniente que cuando se aplican plaguicidas en forma gaseosa se conozcan los factores físicos que determinan su expansión, por ejemplo, el bromuro de metilo no debe aplicarse a temperaturas menores a 5°C para evitar su condensación y su permanencia cercana a la superficie del suelo. La experiencia ha demostrado que al aplicar este gas a estas temperaturas, causa intoxicación grave en los usuarios, pues permanece en el piso y al ir aumentando la temperatura se expande. Los museos que se localizan en el nivel del mar y que son tratados con bromuro de metilo, deben permanecer mayor tiempo cerrados para permitir la expansión total del gas, pues a mayor presión atmosférica tarda mayor tiempo en expandirse.

Eficiencia de las mezclas

Para efectos prácticos es conveniente conocer el tiempo de efectividad de las mezclas de plaguicidas con sus solventes, ya que pueden perder su acción por transformaciones químicas y bioquímicas. Los piretroides al mezclarse con agua inician un proceso de degradación que puede ser hasta de 0.79 mol/h, al almacenar la mezcla por tiempos prolongados no tendrá ningún efecto sobre la plaga. Los piretroides microencapsulados en polvo, al aplicarse en suelos húmedos, promueven el desarrollo de hongos y pierden su efecto sobre los insectos.

Mal uso de plaguicidas

Los efectos biológicos indeseables de los plaguicidas deben también considerarse, muchos de ellos, dañan o acaban poblaciones completas de otros organismos, incluidas las humanas. El viento y las corrientes de agua son dispersores efectivos de los plaguicidas. Se debe evitar su aplicación cuando existe viento fuerte o lluvia. Los residuos no deben quemarse o depositarse a cielo abierto (Food and Agriculture Organization of The United Nations, 2002; Duarte, 2012a;

Duarte, 2012b). El mal uso de plaguicidas puede causar contaminación directa a los especímenes de la colección, sobretodo, cuando se aplican directamente en forma de polvos o aspersiones. Si se aplican en grandes cantidades pueden contaminar los mantos acuíferos, el aire y destruir o dañar especies benéficas. Además afectan la salud humana produciendo intoxicaciones a los usuarios del museo, curadores y personal administrativo. También pueden afectar a los técnicos que aplican y manejan estos plaguicidas. Si no se aplican a las dosis adecuadas pueden crear resistencia y originar nuevas plagas (Zaitseva, 1987; Food and Drug Administration, 1993; Food and Agriculture Organization of The United Nations, 2002; Duarte, 2012e). Por lo tanto, se debe elegir adecuadamente el plaguicida, su presentación, método de aplicación, características físicas y químicas, probables daños al ambiente y a la salud humana.

Pero sobretodo, es fundamental conocer la biología básica de la plaga a combatir, grado de infestación, riesgos de aplicación considerando las estructuras y los especímenes donde se va aplicar, además del tiempo que dura su efectividad.

Situación legal

En relación con la normatividad establecida, no deben aplicarse plaguicidas que no estén autorizados por la Comisión Federal para el Control de Riesgos Sanitarios (COFEPRIS), antes Comisión Intersecretarial para el Control de Plaguicidas, Fertilizantes y Substancias Tóxicas (CICOPLAFEST). Los plaguicidas que se aplican en zonas urbanas deben estar registrados ante estas instancias y los aplicadores deben contar con licencia que expiden estas comisiones. (Comisión Intersecretarial para el Control del Proceso y Uso de Plaguicidas, Fertilizantes y Substancias Tóxicas, 1998; Duarte, 2012b; Duarte, 2012e; Duarte, 2012f).

Medidas de seguridad

La Organización Mundial de la Salud (OMS) ha establecido las medidas de seguridad que se tienen que considerar al aplicar cualquier plaguicida. Estas medidas están contenidas en el Manual de la Organización Mundial de la Salud para Plaguicidas, Salud y Ambiente, las cuales se enuncian en los párrafos siguientes.

Tomar precauciones extremas al manipular plaguicidas, tome en cuenta que su manejo inadecuado podría causar daños a la salud humana, lesiones en piel y ojos, o incluso la muerte, nunca tocar las piezas o áreas tratadas con plaguicidas, no se deben consumir alimentos que estuvieron expuestos en áreas tratadas con plaguicidas, no aspire vapores o polvos de las aspersiones, considere que los plaguicidas pueden permanecer en las piezas de la colección, paredes, pisos o muebles, sin ser detectados por la vista, el tacto o el olfato, antes de acercarse a una área tratada,

deje pasar el tiempo recomendado para ello, al aplicar plaguicidas se deben usar equipos de aspersión sin fugas, usar ropa adecuada como overol y equipo de protección personal, para prevenir que los plaguicidas entren en contacto con la boca o penetren al organismo a través de la piel después de aplicarlos, lávese las manos antes de comer, beber, fumar, ir al baño o establecer contacto físico con otras personas, lave las frutas y vegetales antes de consumirlos.

Al finalizar la aplicación deben lavarse la ropa usada, bombas aspersoras y todo el equipo de seguridad. Tome un baño completo de todo el cuerpo con agua y jabón.

Nunca entrar en áreas tratadas con plaguicidas sin antes asegurarse de que han transcurrido como mínimo dos horas después de la aplicación, al entrar asegurarse de que no haya residuos líquidos, el polvo esté completamente asentado y no se perciban vapores, antes de ingresar tener en cuenta las recomendaciones del aplicador y fechas de aplicación indicadas, notificar al personal del museo la fecha de ingreso de curadores y usuarios. Señalar las áreas tratadas indicando claramente los límites, debe informarse a los usuarios y curadores el uso correcto de estos plaguicidas y cómo cooperar con los técnicos aplicadores, evitar que el aire provoque que la aspersión o neblina caiga directamente sobre las personas, si se tiene contacto directo con la aspersión lavarse inmediatamente la parte afectada y en cuanto sea posible tomar un baño y lavar la ropa.

No llevar plaguicidas o sus envases al hogar, estos puede causar envenenamiento y muerte de familiares, vecinos y mascotas. No lavar la vestimenta de aplicación mezclada con las demás prendas. Si siente náuseas, picazón, dolor de cabeza, dolor de estómago, o cualquier otro síntoma y ha estado en contacto con plaguicidas, inmediatamente busque ayuda médica y procure llevar la etiqueta o toda la información posible acerca del plaguicida (Comisión Intersecretarial para el Control del Proceso y Uso de Plaguicidas, Fertilizantes y Sustancias Tóxicas, 1998; Organización Mundial de la Salud 2000; Duarte, 2012a; Duarte, 2012f).

Para aplicar cualquier plaguicida la normatividad establece contar con el Equipo de Protección Personal (Organización Mundial de la Salud, 2000). Este consiste en mascarilla con doble cartucho de carbón activado, overol de algodón de tela grueso que cubra todo el cuerpo, la bastilla de este debe quedar dentro de las botas, guantes resistentes a ácidos, goggles o lentes de seguridad, botas altas con casquillo, cinturón de seguridad de banda ancha para protección de zona lumbar, casco o gorra adecuada para evitar el contacto con plaguicidas y credencial para una identificación rápida, la cual deberá contar con teléfono para casos de emergencia (Organización Mundial de la Salud, 1982; Comisión Intersecretarial para el Control del Proceso y Uso de Plaguicidas, Fertilizantes y Sustancias Tóxicas, 1998).

2.5 CLASIFICACION TOXICOLOGICA DE LOS PLAGUICIDAS

De acuerdo con la COFEPRIS se debe conocer la toxicología de los plaguicidas, que fue determinada con base en los estudios de dosis letal (DL₅₀) aplicadas en ratas, considerando su peso en relación con la concentración del ingrediente activo. En la siguiente tabla se indican las características de los plaguicidas que deben considerarse antes de su aplicación. Por ejemplo, si un plaguicida líquido en su etiqueta exhibe una franja de color rojo es extremadamente tóxico y no puede ser aplicado sobre materiales que sirven de alimento al hombre y sus animales domésticos.

DATOS NUMÉRICOS DE DL₅₀ BASADOS EN ESTUDIOS SOBRE RATAS

COLOR	CATEGORIA	ORAL SOLIDOS mg/kg	ORAL LIQUIDOS mg/kg	DERMAL SOLIDOS mg/kg	DERMALLIQUIDOS mg/kg
ROJO	I EXTREMADAMENTE TÓXICO	≤5	≤20	≤10	≤40
AMARILLO	II ALTAMENTE TÓXICO	> 5≤50	> 20>200	>10>100	>40>400
AZUL	III MODERADAMENTE TÓXICO	>50≤500	>200≤2000	>100≤1000	>400≤4000
VERDE	IV LIGERAMENTE TÓXICO	>500	>2000	>1000	>4000

(Organización Mundial de la Salud, 1983; Comisión Intersecretarial para el Control del Proceso y Uso de Plaguicidas, Fertilizantes y Sustancias Tóxicas, 1998; Duarte, 2012b).

2.6 PROGRAMA PARA CONTROL DE PLAGAS

En toda colección biológica debe existir un programa integral permanente que controle las plagas (Carter, 1995; Jessup, 1995; Canadian Conservation Institute, 1996b). Este programa comprende tres niveles de control: preventivo, cultural y directo. Dicho programa de acuerdo, debe desarrollarse conforme al siguiente orden, que se describe a continuación para un herbario (COPELAN, 2009; Duarte, 2012d; Duarte, 2012e; Duarte, 2012f; Duarte, 2012g; Duarte, 2012h):

C
O
N
T
R
O
L

I
N
T
E
G
R
A
L

CONTROL PREVENTIVO

INSTALACIONES
ILUMINACIÓN Y VENTILACIÓN
CONTROL DE INGRESO DE MATERIALES

CONTROL CULTURAL

LIMPIEZA Y ORDEN
ALMACENAMIENTO ADECUADO
CONOCIMIENTO DE FAUNA Y FLORA

CONTROL DIRECTO

MÉTODOS FÍSICOS
MÉTODOS BIOLÓGICOS
MÉTODOS QUÍMICOS

(Forman, 1982, Gutiérrez, 1998; Carter, 1995).

CONTROL PREVENTIVO

Instalaciones

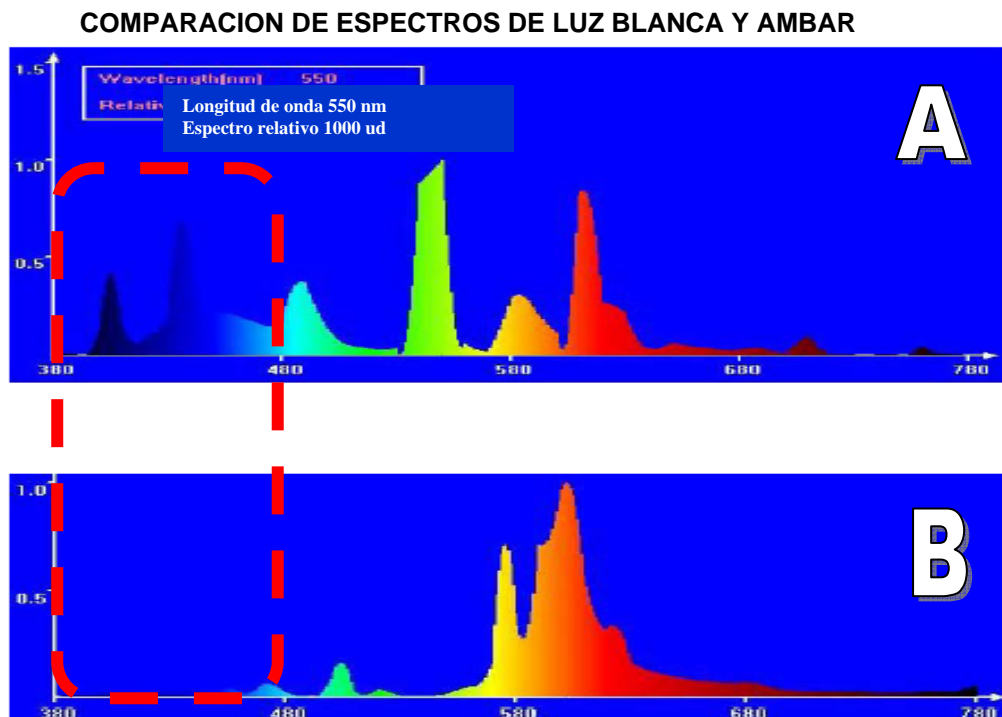
Las instalaciones del museo deben estar construidas de forma que eviten el paso de plagas al interior. Deben contar con guardapolvos en la parte inferior de las puertas que dan al exterior de modo que no se tengan ranuras de más de 3 mm, ya que es un espacio suficiente para el ingreso de roedores e insectos. También se deben colocar mallas sanitarias con abertura no mayor a 7 mm en los drenajes pluviales y de agua negra. Las instalaciones no deben tener paredes ni plafones falsos debido a que son sitios de refugio y desarrollo de plagas. Además, deben tener aduanas o exclusas para el ingreso a las salas de la colección. Los pisos deberán mantenerse sin grietas, las uniones de la pared con el piso debe estar redondeadas para evitar la acumulación de humedad, materia orgánica y la formación de ranuras que permitan la anidación (Peltz y Rossol, 1983)

No deben existir salientes y si se presentan deberán tener un ángulo de 45° para evitar la acumulación de polvo. Los almacenes que contienen los especímenes deben estar a 40 cm de los muros, este espacio se denomina línea sanitaria y está incluido en la NOM-251-SSA1-2009. Para formar una barrera física se recomienda colocar en los perímetros de todos los jardines un margen de seguridad de una banqueta de cemento seguida de una de grava, ambas de 40 cm de ancho. La barrera de grava se asperja con plaguicidas para un control efectivo, esta actúa como una esponja

y forma una barrera física y química, que impide el paso de insectos rastreros y roedores. Las vibrisas de los roedores son muy sensibles y la grava obstaculiza su tránsito.

Iluminación y ventilación

Los sistemas de ventilación deben contar con mallas mosquiteras de no más de 1 mm de diámetro y un programa de mantenimiento que garantice la integridad de la malla así como su limpieza. La iluminación en el interior debe ser suficiente y adecuada para observar las condiciones de los especímenes y detectar plagas. Se recomienda considerar la norma NOM-251-SSA1-2009 para la iluminación adecuada, que especifica: áreas de manejo y curación de piezas con iluminación de 215.28 lum/m². Las lámparas, luces, bulbos y accesorios de iluminación deben estar empotrados o colocadas de forma que no permitan el desarrollo de plagas. La luz blanca de las lámparas de vapor de mercurio que están cerca de accesos y puertas atraen plagas. Deben usarse lámparas de luz de vapor de sodio, en el caso de ventanales cercanos a puertas y puertas de acceso peatonales con vidrio, se deben colocar películas oscuras para evitar que la luz blanca atraiga insectos nocturnos hacia el interior. En las siguientes figuras se ilustra el espectro de las lámparas de luz de vapor de mercurio y de sodio, en relación con la atracción de insectos.



- A. Espectro de la lámpara de luz de vapor de mercurio que emite luz blanca y contiene luz ultravioleta atrayente de insectos.
- B. Espectro de la lámpara de luz de vapor de sodio que emite luz ámbar y no contiene luz ultravioleta atrayente de insectos.

Control de ingreso de materiales

En la experiencia de servicios realizados, una de las vías de contaminación más común observada en los museos es el ingreso de especímenes y materiales infestados, se ha observado que el 68% de las infestaciones se originan de esta manera. Se debe establecer una bitácora donde se indiquen las especificaciones que debe cumplir el espécimen antes de su ingreso. Si no las cumple no ingresa hasta que haya sido tratado. El tratamiento incluye observación bajo luz ultravioleta para detectar bioindicadores. Los especímenes recién colectados generalmente tienen plaga, en este caso se recomienda contar con una área de cuarentena, fumigación y revisión. El transporte usado debe tratarse con plaguicidas que contienen piretroides y contar con un certificado de tratamiento para control de plagas, emitido por un aplicador autorizado por COFEPRIS. Las piezas de madera deben tener certificado emitido por un aplicador autorizado, contra plagas de madera el método de control es el estufado o fumigación con gas fosfina o bromuro de metilo.

CONTROL CULTURAL

Limpieza y orden

Para evitar la atracción de plagas se debe evitar el consumo de alimentos en el interior de las áreas de la colección, la única área permitida es el comedor o el área asignada específicamente para ello. Los botes de basura deben tener tapa y en el caso de recipientes de basura colocados en el exterior, deberán contar con programa de limpieza permanente para evitar residuos de bebidas que atraen insectos voladores como abejas. Es importante que el programa de limpieza incluya la técnica de aspirado de gavetas y otros puntos de almacenaje de especímenes. Se recomienda no aplicar aire a presión para evitar la dispersión de huevos y materia orgánica. El orden evita que se formen refugios para plagas, por ejemplo, un roedor puede desplazarse con mayor facilidad si existen objetos en el piso que le permitan tener contacto con sus vibrisas. En los almacenes del museo o colección debe respetarse la línea sanitaria y no colocar materiales, piezas o muebles en ella. Mantener las puertas de acceso cerradas. Es necesario contar con programa de monitoreo mensual de las instalaciones para detectar plagas o condiciones que permitan el desarrollo de éstas (COPESAN, 2009).

Almacenamiento adecuado

Los materiales y piezas sin clasificar o en proceso de preparación deben almacenarse en estantes separados, con letreros que indiquen la etapa del proceso, esto evitará la infestación a piezas ya incorporadas a la colección. Al almacenar especímenes se debe considerar el tipo de material, por ejemplo, las semillas son susceptibles a infestación por coleópteros, éstas deberán almacenarse separadas. Se recomienda establecer áreas para el ingreso de materiales de

acuerdo al proceso, de forma que se cuente con una área de recepción donde se revisará la pieza o material, una área de almacenaje donde permanecerá la muestra mientras se prepara o cura y una área de exhibición o almacenaje final.

Conocimiento de fauna

El personal curador y administrativo de las colecciones debe tener conocimiento básico sobre las plagas que atacan museos y herbarios (Garavito y Sanz, 1993), relacionado con las siguientes preguntas: ¿qué especies pueden atacar los especímenes? ¿cuáles son sus hábitos? ¿Qué daño pueden causarles? y ¿cuáles podrían ser los especímenes más susceptibles al daño? Además debe conocer que plagas afectan las instalaciones. Este personal debe estar atento y reconocer bioindicadores relacionados con plagas específicas. Por ejemplo, un roedor puede generar 80 excretas en un día, que dispersa por toda la instalación con el fin de marcar su territorio, indicativo de que no se trata de una población numerosa. En el caso de las ootecas la solución acuosa de plaguicida difícilmente penetra la ooteca y por tanto no afecta su respiración o metabolismo (LLanderall-Cazares y Cibrian-Tovar, 1983)

Otros bioindicadores son fragmentos de insectos, pelos, excretas, mordeduras, nidos, plumas de ave, telarañas, orificios en la madera de piezas o muebles. Debe conocer la probable vía de ingreso de la plaga, por ejemplo, mobiliario y equipo nuevo, derivados de papel, mochilas y portafolios. Un caso particular, que no es una colección biológica, en el museo Dolores Olmedo se controló una plaga de cucarachas (*Blattella germanica*) al ingresar una ooteca en la mochila de un trabajador de limpieza que tenía infestación de éstas en su casa.

CONTROL DIRECTO

Se debe contar con un programa de control de plagas general que incluya los métodos que se describen a continuación y una propuesta para infestaciones de coleópteros y lepidópteros frecuentes en el herbario. Este programa incluye métodos físicos, biológicos y químicos:

Métodos físicos

En el interior de las instalaciones se deben colocar trampas mecánicas y de pegamento alternadas para captura constante de roedores e insectos (Peltz y Rossol, 1983). Estas trampas deben colocarse a una distancia de 12 m cada una. En las puertas de entrada una trampa mecánica a cada lado. Los emisores de sonido de alta frecuencia deben ubicarse, uno en el área de la colección calibrado para repeler roedores, y otro en el exterior para ahuyentar aves. Las trampas de luz para captura de insectos voladores deben estar en la cara interna de la pared a 2 m de altura y a 2 m de distancia de cada puerta de acceso. Estas trampas de luz no deben ser visibles desde el exterior para evitar la atracción de insectos.

Métodos biológicos

Incluir en el programa de control de plagas la aplicación de repelentes naturales que no dañan el ambiente, ni la salud humana. Por ejemplo, la aspersion en puertas y ventanas con una solución alcohólica de aceite esencial de citronella (*Cymbopogon citratus*) que repele mosquitos, o una aspersion en la unión de paredes y pisos con una solución alcohólica de aceite esencial eucalipto (*Eucalyptus globulus*) para ahuyentar cucarachas. También para combatir una infestación de cucarachas, se aplica el inhibidor del crecimiento triflumurón, este interfiere con la síntesis de ecdisoma, sustancia necesaria en la muda de las ninfas. En caso de infestación constante de coleópteros y lepidópteros, se usan placas de pegamento con feromonas que atraen adultos. La aplicación de feromonas debe realizarse con precaución ya que podrían atraer plagas de la especie hacia el interior.

Para controlar infestaciones de roedores se usan atrayentes aromáticos con saborizantes naturales en el interior de las trampas mecánicas y de pegamento. Por ejemplo, extracto de vainillina (*Vanilla planifolia*), diacetilo proveniente de cepas bacterianas de *Streptococcus cremoris*, entre otros, atraen roedores e insectos en un tiempo corto.

Métodos químicos

Se recomienda utilizar los métodos químicos después de haber aplicado los anteriormente referidos, como último método de control. Las plagas de insectos rastreros como grillos, cucarachas y otros, se deben controlar aplicando por aspersion plaguicidas piretroides líquidos en el interior y organofosforados en el exterior. La frecuencia de aplicación estará en función del ciclo biológico de la plaga. Por ejemplo, para controlar cucarachas (*Blattella germanica*) la periodicidad debe por lo menos una vez al mes, ya que su ciclo de vida es de 2 a 5 meses.

En el caso de que las instalaciones que albergan las colecciones, tengan falsos plafones o paredes huecas, debe aplicarse en su interior un tratamiento de termonebulización o generación de humo seco con piretroides, anualmente para controlar psócidos. En el exterior deben colocarse estaciones con veneno anticoagulante, a cada lado de los accesos y una a cada 30 m de distancia. Las plagas más frecuentes de los herbarios y que causan mayor daño a los especímenes son los coleópteros y los lepidópteros (Food and Drug Administration, 1994; National Pest Management Association, 2007; Duarte, 2012e).

El tratamiento más adecuado para el control de coleópteros y lepidópteros en los herbarios es la aplicación de gas fosfina que no daña a las plantas secas (Gutiérrez y Caselles, 1998; Duarte; 2012c; Duarte, 2012g). De acuerdo con los manuales de la empresa FAX (Rojas, 2012), el gas fosfina ataca los tejidos de los insectos (Siwach *et al.*, 1994) de todas las etapas del ciclo de vida de estos organismos (huevos, larvas, pupas y adultos), de este modo, se previenen las

reinfestaciones (Myers y Schnitzer, 1984; Singh, 1991; Chugh *et al.*, 1994; Gupta y Ahlawat, 1995; Siwach *et al.*, 1994; Food and Agriculture Organization of The United Nations. 2012).

En su aplicación hay que considerar que el gas fosfina es extremadamente tóxico e irritante del sistema respiratorio. También produce envenenamiento sistemático severo, semejante al causado por tetracloruro de carbón (Ruprah *et al.*, 1985). En los herbarios se aplica como fosforo de aluminio sólido, que reacciona con la humedad del ambiente, liberando gas fosfina lentamente por hidrólisis. Los casos más severos de intoxicación humana, se deben a la ingestión de fosforo de aluminio sólido, que se hidroliza en el estómago.

El envenenamiento mediante ingestión tiene un porcentaje de mortalidad de 50 a 90%. Los síntomas por su envenenamiento son: fatiga, náusea, dolor de cabeza, mareo, sed, tos, dificultad para respirar, taquicardia, compresión en el pecho, parestesia e ictericia. En los casos más severos se presenta el colapso cardíaco. El edema pulmonar es una causa común de muerte. En otros casos, se presenta arritmia ventricular, problemas de conducción y asistolia. Para detectarlo rápidamente, este gas tiene un olor semejante a pescado podrido (Myers y Schnitzer, 1984; Chugh *et al.*, 1994; Siwach *et al.*, 1994; Gupta y Ahlawat, 1995;) a diferencia del fluoruro de sulfurilo que es inodoro (Scheuerman, 1986) y ha causado accidentes, e incluso suicidios.

De acuerdo con *The Merck Index* (1989), los nombres comerciales del fosforo de aluminio son gastoxin, phostek, gasion, tekphos, phosfino, fumigas, acostoxin, phostoxin, celfos, detia gas y delicia. Las características de este compuesto son las siguientes. Se presenta comercialmente en forma de tabletas de 0.6, 1.0, 2.0 y 3.0 g, en sobres de 3, tubos con 8 ó 30 y frascos de 320 a 500 tabletas respectivamente. Las tabletas de 3 g tienen un diámetro de 16 mm. El Fosforo de Aluminio también puede encontrarse en forma de pasta. Su fórmula química es AlP . Libera gas fosfina al entrar en contacto con el agua del aire, mediante las siguientes reacción $\text{AlP} + 3 \text{H}_2\text{O} \rightarrow \text{Al}(\text{OH})_3 + \text{PH}_3$. Para el humano su DL_{50} es de 20 mg/kg de peso y la concentración máxima tolerable considerando ocho horas de trabajo es de 0.1 cm^3/m^3 . El fosforo de aluminio produce intoxicaciones por vía oral y por vía respiratoria cuando se convierte en gas fosfina.

Tomar las precauciones necesarias para evitar la intoxicación de quien realice su aplicación y en caso de una intoxicación por este gas se debe garantizar la permeabilidad de las vías respiratorias, retirar cuerpos extraños, restos de vómitos, evitar aspirar las secreciones y llamar inmediatamente a un médico (Mofenson *et al.*, 1970).

III PROTOCOLO PARA APLICAR GAS FOSFINA A HERBARIOS DE ACUERDO CON LA ADMINISTRACIÓN DE SEGURIDAD Y SALUD OCUPACIONAL (OSHA POR SUS SIGLAS EN INGLÉS)

SEGURIDAD DEL APLICADOR

RIESGO	SE PRESENTA EL RIESGO	PREVENCION
Instalaciones con diferentes niveles pueden provocar caída del personal de un nivel a otro.	Si	aplicar en equipos de dos personas para cuidarse mutuamente, cuando se coloquen las pastillas
El aplicador tropieza o resbala y cae a nivel del piso.	Si	usar calzado de seguridad, antiderrapante y casco
El aplicador puede golpearse con objetos fijos.	Si	usar casco
El aplicador puede golpearse con objetos en movimiento.	No	no aplica
Parte del cuerpo del aplicador queda atrapada entre dos objetos en movimiento.	No	no aplica
El aplicador queda atrapado o encerrado dentro de la instalación	No	no aplica
La ropa del aplicador queda enganchada a un objeto saliente.	No	no aplica
El aplicador es alcanzado por una sustancia peligrosa (salpicaduras)	Si	usar equipo de protección personal completo para la aplicación de plaguicidas según instructivo de trabajo
Líquidos, polvos o gases inflamables, en contacto con otros químicos inestables o fuego y chispas pueden provocar incendios	Si	no realizar trabajos de herrería, soldadura o flama abierta por lo menos 50 m del lugar de aplicación. Evitar fumar
El aplicador entra en contacto con energía, sustancias o elementos físicos que provoquen lesiones	No	no aplica
El aplicador sufre algún daño por exponerse a algún agente químico, físico, biológico o radiológico	Si	usar equipo de protección personal completo para la aplicación de plaguicidas según instructivo de trabajo
El aplicador con su cuerpo ejerce fuerza excesiva al levantar objetos pesados o al realizar movimientos bruscos	No	no aplica
El aplicador adopta posturas estáticas o realizar movimientos repetitivos durante periodos prolongados	No	no aplica

RIESGOS AMBIENTALES

RIESGO	SE PRESENTA EL RIESGO	PREVENCION
residuos peligrosos	Si	el hidróxido de aluminio generado, aunque no es tóxico, deberá ser colectado y enterrado, o bien enviado a disposición final..
agua residual	No	no aplica
generación de ruido	No	no aplica
uso o consumo de energía	No	no aplica
uso o consumo de materias primas	No	no aplica
residuos no peligrosos	No	no aplica
emisiones a la atmosfera	Si	durante la aplicación acordonar el área con cinta de seguridad que abarque 10 m a los lados del museo y señalar el día de la aplicación y la fecha en que podrán ingresar los usuarios, que es después de 96 horas. 72 horas después de la aplicación el museo se abre para ventilación por 24 horas, siempre y cuando no este lloviendo. pasado este tiempo se ingresara al museo.
riesgos de incendio, derrame, fuego y explosión	Si	las pastillas de fosforo de aluminio no deben entrar en contacto con el agua, pues producen una reacción exotérmica violenta que puede provocar incendios. además no deben estar en contacto con chispas o flama abierta porque también producen incendios. los residuos de estas pastillas deberán colocarse en envases abiertos que permitan la salida de los gases residuales, lo cerrados también producen explosiones
uso y consumo de agua	No	no se usa agua
uso y consumo de sustancias peligrosas	Si	usar equipo de protección personal completo para la aplicación de plaguicidas según instructivo de trabajo

(Duarte, 2012h)

IV PROCEDIMIENTO PARA LA APLICACION DE GAS FOSFINA EN UN MUSEO O HERBARIO, SEGÚN EL PROCEDIMIENTO GAS FOSFINA PEO-SERV-FLUJO-12A-GAS

Este procedimiento fue desarrollado por Duarte (2012g). El material a fumigar debe estar lo más expuesto posible para que el gas penetre a todas las estructuras del mobiliario y los especímenes. Al momento de que arribe el aplicador los contenedores de los especímenes deben estar abiertos. Con seis días de anticipación y por escrito, el personal del herbario debe estar enterado de la fecha y el proceso de fumigación. Los curadores de las colecciones deben estar enterados de que este tratamiento no se aplica a ejemplares húmedos. Los especímenes deben distribuirse de manera que no entorpezcan la difusión del gas. Las puertas, ventanas y otras ranuras deben sellarse con material aislante para evitar la salida del gas hacia el exterior (Sitts, 1997).

La dosis de aplicación depende de la plaga y grado de infestación. El tratamiento con gas fosfina está recomendado para las plagas más comunes de insectos en los museos y herbarios, las cuales son: *Lasioderma serricorne*, *Tenebroides mauritanicus*, *Ephestia cautella*, *Plodia interpunctella*, *Ephestia eleutella*, *Ephestia kuniella*, *Sitotroga cerealella*, *Rhyzoperta dominica*, *Oryzaephilus surinamensis*, *Sitophilus granarius*, *Sitophilus oryzae*, *Sitophilus zeamais*, *Tenebrio molitor*, *Tribolium castaneum* y *Tribolium confusum* (Organización Mundial de la Salud, 2000).

La dosis recomendada para controlar estas plagas es de uno a tres pastillas de fosforo de aluminio por metro cubico. El tiempo de exposición de estas pastillas debe ser de 72 horas como mínimo para una humedad relativa de 30% en adelante, 96 horas con 20% y 144 horas con 10%. El tiempo de ventilación ideal es de 24 horas, y 48 horas si existen condiciones la humedad relativa es inferior a 10% (Rojas, 2012).

La aplicación de gas fosfina es riesgosa, por lo tanto debe considerarse la normatividad establecida en el Catálogo Oficial de Plaguicidas de la Comisión Intersecretarial para el Control de Uso y Aplicación de Plaguicidas, Fertilizantes y Substancias Toxicas, publicado en 1998, apartado 40 del Código de Regulación Federal de la Environmental Protection Agency (EPA por sus siglas en inglés) (Code of Federal Regulations 40, 1994) y el apartado 21 de la Administración de alimentos y medicamentos (FDA por sus siglas en inglés), (Code of Federal Regulations 21, 1994).

Para recibir el servicio de fumigación con gas fosfina, el personal del museo o herbario debe asignar a un responsable que pueda ser localizado de inmediato durante el tiempo de la fumigación, proporcionando al personal aplicador su número de teléfono particular, celular, radio u otro medio de localización. Declarar el área como zona de riesgo e informarlo a todo el personal por escrito para que ninguna persona no autorizada pueda acceder. No entrar a las

áreas de seguridad delimitadas por los aplicadores durante el tiempo indicado (Siwach *et al.*, 1994). Cuando se trate de fumigar sólo algunas piezas de la colección, pueden colocarse en un contenedor cerrado, o bien, ubicarlos en un área para ser encapsulados con plástico, el paquete debe estar separado de la pared y de otros materiales a un metro de distancia como mínimo. Cada paquete no deberá exceder de 1000 kg. Después del tratamiento, los especímenes de nuevo ingreso deben fumigarse o utilizar otro medio para eliminar las plagas.

Una vez que se aplican las pastillas para generar el gas, se debe medir la concentración del mismo para garantizar la seguridad del personal y la eficiencia del tratamiento, tanto en el exterior, como en el interior de las instalaciones, la concentración debe ser 5 ppm en el exterior y en el interior de 50 hasta 250 ppm. El monitoreo de estas concentraciones, se lleva a cabo por medio de una bomba de muestreo de aire marca MSA, modelo kwik-draw pump US pat 4858478, part 488543 y tubos detectores de corto tiempo de la misma marca, modelo auer 489119 5085-831. El gas reaccionará con los ingredientes activos contenidos dentro de los tubos, creando una mancha pardo-negrucza cuyo tamaño es proporcional a la cantidad de gas, que se registra cuantitativamente en la escala del tubo. Si en el interior en un tiempo de 24 horas, no se registra la concentración mínima de 50 ppm durante 72 horas, el tratamiento no está siendo efectivo y debe extenderse por 24 horas más, si pasado este tiempo no se registran la concentración respectiva, se recomienda concluir el tratamiento, ventilar y volver a aplicar las pastillas.

Durante este tiempo no se debe ingresar a las instalaciones para colocar más pastillas de fosforo de aluminio. Una vez que el tratamiento ha funcionado, se preventilan las instalaciones abriendo parcialmente la puerta principal o parte del paquete durante 60 a 90 minutos, concluido este tiempo, se retiran sellos y cubiertas, se abren puertas y ventanas, para iniciar la ventilación de las instalaciones. enseguida se registra la concentración de gas dentro del museo o herbario, si la lectura es de 5 ppm o más, no se permitirá el ingreso de personal y se continúa con la ventilación, hasta registrar una lectura menor a esta. Concluida la ventilación se recolectan todos los residuos de polvo generados y se les da el tratamiento adecuado, enterrándolos o colocándolos en contenedores especiales para que pierdan su actividad y llevarlos a disposición final. De acuerdo con la normatividad establecida por la Secretaria de Trabajo y Previsión Social, el protocolo de fumigación debe presentarse con base en el siguiente cuadro.

4.1 PROTOCOLO DE APLICACIÓN DE GAS FOSFINA EN MUSEOS Y HERBARIOS

ACTIVIDADES	GUIA DE ACCIONES	SEGUIMIENTO
Preparación de áreas para el tratamiento	informar al responsable sobre medidas de seguridad.	programar e informar por escrito la fecha de fumigación. Generar <i>Memorandum</i> interno para avisar al personal sobre la fumigación.
Supervisión continua de las instalaciones durante la fumigación	registrar la concentración del gas tanto en el interior como en el exterior de las instalaciones. Ningún contenedor deberá ser movido de su lugar durante la aplicación y liberación del gas.	registrar en una bitácora las concentraciones de gas en tiempo y forma. Asegurar que los sellos de las instalaciones y contenedores no hayan sido retirados para evitar que estos se cambien de lugar y evitar la entrada de personal..
Verificar las condiciones de las instalaciones al concluir la fumigación	preventilar, ventilar, retirar y disponer los residuos adecuadamente con base en la normatividad establecida.	elaborar documento escrito dirigido al responsable del museo o herbario, donde se indique que el servicio ha concluido en tiempo y forma, con el visto bueno del responsable de museo o herbario

Basado en PROCEDIMIENTO GAS FOSFINA PEO-SERV-FLUJO-12A-GAS (Duarte, 2012g)

CONCLUSIONES

Mi formación como Biólogo me proporcionó los conocimientos básicos para incursionar en este campo laboral y me formó científicamente, preparándome para abordar y dar solución a cualquier problema de investigación siguiendo el método científico. Me permitió desarrollar la observación, plantear un problema de investigación con base en preguntas, dar respuesta a ellas *a priori*, abordar el problema y darle solución. Mis conocimientos en esta disciplina fueron la base para desarrollar programas de control de plagas, donde en primera instancia se detecta la plaga, indicando su nombre científico, enseguida se observa el ambiente abiótico y biótico para determinar qué la provoca, se investiga su ciclo biológico para decidir en qué etapa es más eficaz su control, de preferencia este se inicia con medidas sin el uso de plaguicidas, indicando labores de limpieza, sellado, iluminación y ventilación, entre otros.

Si se observa que lo anterior no funciona, se recurre al uso de productos naturales y en último caso, se aplican plaguicidas sintéticos. Con estas acciones se procura no dañar al ambiente. Además me preparó para realizar trabajo en equipo que me permitió relacionarme con otros profesionales, sobretodo del área económico-administrativa.

Como cursé mis estudios de licenciatura con el plan 1980, considero que la línea de vinculación productiva contenida en el actual plan de estudio es conveniente y necesaria, pues proporciona a los egresados herramientas para crear y operar empresas de tipo biológico con una ética y visión de respeto al ambiente. Sin embargo, es recomendable que los estudiantes desde el primer semestre realicen visitas a este tipo de empresas para conocer su funcionamiento y se motiven para tener visión empresarial. Esta línea de vinculación productiva del plan de estudio, concluye con la asignatura Gestión Empresarial que se cursa en octavo semestre y donde los estudiantes, deben integrar todo el conocimiento adquirido desarrollando un proyecto cuyo objetivo sea la creación de una empresa de tipo biológico, que además se contemple como una alternativa de titulación.

BIBLIOGRAFÍA

- Ayyapan, A., S. T. Satyamurti. 1960. Handbook of Museum Technique, Government of Madras. Vol. XVII. Madras, Oregon.
- Allman, W. D. 1994. The Value of natural history collections. *Curator* **37(2)**: 83-89
- Anderson, R. M. 1965. Methods of collecting and preserving Vertebrate animals. *Biological Series National Museums of Canada Bulletin* **18(69)**: 1-194.
- Andrew, K. 1996. A summary of the care and preventative conservation of sub-fossil bone for the non-specialist or Pleistocene problems the subfossil scenario. *The Biology Curator* **5**: 24-28
- Arber, A. 1987. Herbals. Their Origin and Evolution. A Chapter in the History of Botany 1470-1670. Cambridge University Press, Nueva York.
- Barbosa, C., C. E. 1984. Manual de Técnicas para colecciones Botánicas. Instituto Nacional de los Recursos Naturales Renovables y del Medio Ambiente (INDERENA). Bogotá.
- Barreriro-Rodríguez, J., J. E. González-Fernández e I. Rey-Fraile. 1994. Las colecciones de vertebrados: uso y gestión. Págs. 21-80. En: B. Sanchiz (ed.). Manual de catalogación y Gestión de las Colecciones Científicas de Historia Natural. Manuales Técnicos de Muselología. Volumen No. 1. Museo Nacional de Ciencias Naturales, Consejo Superior de Investigaciones Científicas. Madrid.
- Beelitz, P. F. 1995. Three generations of compact storage. *Curator* **38(1)**: 49-55
- Bridson, G. 1994. The History of Natural History. And Annotated Bibliography. Garland Publishing. New York.
- Brunfels, O (1532.) Herbarum vivae eicones : ad nature imitationem, suma cum diligentia et artificio effigiate, una cum effectibus earundem, in gratiam ueteris illius & iamiam renascentis herbariaemedicinae. Argentorati, Strasbourg. Apud Ioannem Schottu.
- Budavari, S, (editor). 1989. The Merck Index. Rahway, New jersey.
- Cabodevilla, M. A. 1998. El Gran Viaje. Abya-Yala. Quito.
- Canadian Conservation Institute. 1996a. Preventing infestations: control strategies and detection methods. 3/1: 1-4. Ottawa, Ontario.

- Canadian Conservation Institute. 1996b. Detecting infestations: facility inspection procedure and checklist. 3/2: 1-3. Ottawa, Ontario.
- Canadian Conservation Institute. 1997. Controlling insect pests with low temperature. 3/3: 1-4. Ottawa, Ontario.
- Cardiel, J. M. y F. G Garavito. 1993. Recolección y preparación de plantas en zonas tropicales. En: F. Palacios, C. Martínez, B. Thomas (eds.). Comunicaciones sobre la Situación, Preservación y Conservación de Colecciones de Historia Natural. Volumen 2. Congreso Mundial sobre Preservación y Conservación de Colecciones de Historia Natural, Dirección General de Bellas Artes y Archivos, Ministerio de Cultura. Madrid.
- Carter, J. 1995. Observations on the treatment of an insect infested osteological collection. *The Biology Curator* 4: 15-19
- Cato, P. S., S. L. Williams. 1993. Guidelines for developing policies for the management and care of natural history collections. *Collection Forum* 9(2): 84-107.
- Chandler, C. A. y C. P. Red. 1961. Introduction to Parasitology, with special reference to the parasites of man. 10 ed. Wiley-Toppan, Tokio.
- Child, R. E. 1994. Conservation and the Herbarium. The Institute of Paper Conservation. Leigh.
- Chugh, S. N., P. Kumar y A. Sharma. 1994. Magnesium status and parenteral magnesium sulphate therapy in acute aluminum phosphide intoxication. *Magnesium Research* 7: 289-94.
- Code of Federal Regulations. Title 21. 1994. Food. and Drug Administration. Food and Drugs. U.S. Government Printing Office, Washington.
- Code of Federal Regulations. Title 40. 1994. Environmental Protection Agency. Protection of Environment. U.S. Government Printing Office, Washington.
- Cohen, D. M. y R. F. Cressey. 1969. Natural History Collections: past, present, future. *Proceedings of the biological Society* 82: 559-762.
- Comisión Intersecretarial para el Control del Proceso y Uso de Plaguicidas, Fertilizantes y Sustancias Tóxicas. 1998. Catálogo Oficial de Plaguicidas. Secretaría de Salubridad y Asistencia, Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos, Secretaría de Desarrollo Social, Secretaría de Economía Comercio y Fomento Industrial. México, D.F.
- COPELAN. 2009. Good Manufacturing Practices. based on good manufacturing practices Food and Drug Administration regulatory. COPESAN COMPANY, INC. Texas.

- Cosgrove, J. A., D. F. V. Donaldson, G. W. Hughes y W. W. Maloff. 1992. Plague at the museum: disease transmission potential and biosafety precautions. *Collection Forum* **8(1)**: 1-8
- Costain, C. 1994. Framework for preservation of museum collections. Canadian Conservation Institute. *Newsletter* **14**: 1-4
- Dávila, P. 1992. "Un análisis de los herbarios Mexicanos". Ejournal UNAM. Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F. Fecha de consulta. <http://www.sma.df.gob.mx/sma/download/archivos/zoologicos/06.pdf>
- Davis, P. 1996. Museums and the Natural Environment. The Role of Natural History Museums in Biological Conservation. Leichesther University Press. London.
- Dirección General de Zoológicos de la Ciudad de México. 2006. MEMORIAS 2001-2006. Disponible en la red: www.sma.df.gob.mx/sma/download/archivos/zoologicos/07.pdf
fecha de consulta: 30 octubre 2013.
- Dove, C. J. 1995. Evaluation of an integrated pest management program. *Collection Forum* **11 (1)**: 28-38
- Duarte, A. 2012a. Intoxicación por plaguicidas. Fichas técnicas, toxicología y tratamiento médico por intoxicación con plaguicidas. Fumyca S.A. de C.V. México, D.F.
- Duarte, A. 2012b. Orden de aplicación de plaguicidas en base a su composición química. Documento de Trabajo. Fumyca S.A. de C.V. México, D.F.
- Duarte, A. 2012c. Control Integral de Plagas de Almacén. Manual de Capacitación para el personal. Fumyca S.A. de C.V. México, D.F.
- Duarte, A. 2012d. Manual para Manejo Integrado de Plagas. Manual de Capacitación para supervisores de calidad y gerencias. Fumyca S.A. de C.V. México, D.F.
- Duarte, A. 2012e. Manejo Integral de Plagas nivel Avanzado. Manual de Capacitación para el personal. Fumyca S.A. de C.V. México, D.F.
- Duarte, A. 2012f. Procedimiento general de servicio FUMYCA-PEO-SERV-000 para el Manejo Integral de Plagas nivel Avanzado. Manual de operación para el personal. Fumyca S.A. de C.V. México, D.F.
- Duarte, A. 2012g. Procedimiento para fumigación con gas PEO-SERV-FLUJO-12A-GAS. Manual de operación para fumigación con gas para el personal. Fumyca S.A. de C.V. México, D.F.

- Duarte, A. 2012h. Protocolo de aplicación y seguridad para fumigación con gas Fosfina. Manual de seguridad en la fumigación con gas para el personal. Fumyca S.A. de C.V. México, D.F.
- Environmental Protection Agency. 2012. "Integrated Pest Management (IPM) Principles". Environmental Protection Agency. Washington. <http://www.epa.gov/opp00001/factsheets/ipm.htm#what>
 fecha de consulta: 22 septiembre 2013.
- Food and Agriculture Organization of The United Nations. 2002. International Standards for Phytosanitary Measures. Guidelines for Regulating Wood Packaging Material in International Trade. Food and Agriculture Organization of The United Nations. Rome.
- Food and Agriculture Organization of The United Nations. 2012. "Manual de manejo poscosecha de granos a nivel rural". Food and Agriculture Organization of The United Nations. Rome. Actualización 2012. Disponible en la red: <http://www.fao.org/docrep/X5027S/x5027S0h.htm>
 fecha de consulta: 03 mayo 2013.
- Food and Agriculture Organization of The United Nations. 2012. Research on pesticides and future requirements for chemicals in the protection of stored products from insect. Food and Agriculture Organization of The United Nations. Rome.
- Food and Drug Administration. 1993. Technical Bulletin Official Number 1, Principles of Food Analysis for Filth, Decomposition and Foreign Matter. Association of Official Analytical Chemists. Arlington, Virginia.
- Food and Drug Administration. 1994. Technical Bulletin Official Number 1, Principles of Food Analysis for Filth, Decomposition and Foreign Matter. Association of Official Analytical Chemists. Arlington, Virginia.
- Forero, E. 1997. Instrucciones para coleccionar plantas. Notas Divulgativas. Instituto de Ciencias Naturales, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional de Colombia. Bogotá D. C.
- Forman, L., y D. Bridson. 1982. The Herbarium Handbook. Royal Botanic Gardens. Kew.
- Garavito, F. G. y J. M. C. Sanz. 1993. Conservación de herbarios tropicales. Pp 305-307 en: F. Palacios, C. Martínez, B. Thomas (eds.). Comunicaciones sobre la situación, preservación y conservación de colecciones de historia natural. Volumen 2. Congreso Mundial sobre Preservación y Conservación de Colecciones de Historia Natural. Dirección General de Bellas Artes y Archivos, Ministerio de Cultura. Madrid.
- Glassner, J. J. 2004. Mesopotamian Chronicles. Society of Biblical Literature. Original title: Mesopotamian chronicles by Jean-Jacques Glassner, edited by Benjamin R. Atlanta.

- Godown, M. E. y T. Peterson. 2000. Preliminary distributional analysis of US endangered birds species. *Biodiversity and Conservation* **9**: 1313-1322
- Graves, G. R. y M. J. Braun. 1992. Museums: storehouses of DNA? *Science* **255 (5050)**:1335-1336
- Grayson, A.K. 1975, Assyrian and Babylonian Chronicles, Locust Valley
- Grimaldi, D. 1993. The care and study of fossiliferous amber. *Curator* **36 (1)**: 31-49.
- Gupta, S. y S. K. Ahlawat. 1995. Aluminum phosphide poisoning: A review. *Clinical Toxicology* **33**: 19-24.
- Gutiérrez, J. C. y A. Caselles O. 1998. Los enemigos silenciosos de las colecciones y piezas de exhibición en los museos de historia natural. Museo de Historia Natural, Universidad Industrial de Santander, Facultad de Ciencias, Escuela de Biología. Santander.
- Hancock, E. G. 1993. Museum pests from pigeon nests. *Journal of Biological Curation* **1(3/4)**: 41-43
- Hawks, C. .A., y W. F. Rowe. 1987. Deterioration of hair by airborne microorganisms: implications for museum biological collections. George Washington University. Washington.
- Impey, Q. y A. MacGregor. 1985. The Origins of Museums. The Cabiner of Curiosities in Sixteenth and Seventeenth Century Europe. Clarendon Press. Oxford.
- Instituto de Biología. 2009a. "Índice de Colecciones Biológicas en el Instituto de Biología de la UNAM". Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F. Actualización 2009. disponible en la red: <http://unibio.unam.mx/collections/specimens/urn>
fecha de consulta: 03 mayo 2013.
- Instituto de Biología. 2009b. "Preguntas frecuentes sobre aspectos generales del jardín botánico". Instituto de Biología. Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F. Actualización 2009. disponible en la red: <http://www.ibiologia.unam.mx/jardin/pfrecuentes.swf>
fecha de consulta: 22 septiembre 2013.
- Jansen, R. K., D. J. Loockerman y H. G. Kim. 1999. DNA sampling from herbarium material: a current perspective. Pp. 277-286. En: D. A. Metsger, S. C. Byers (eds.). Managing the Modern Herbarium. And Interdisciplinary Approach, Society for the Preservation of Natural History Collections. Washington D. C.

- Jessup, W. C. 1995. Pest management. Pp. 211-218. En: C. L., Rose, C. A. Hawks, H. H. Genoways (eds.). Storage of Natural History Collections: a preventive conservation of Natural History Collections: a preventive conservation approach. Society for the Preservation of Natural History Collections. Washington D. C.
- Lewis, G. 1992. Museums and their precursors: a brief world survey. Pp. 5-21. En: J. M. A. Thompson (ed.). Manual of Curatorship. A Guide to Museum Practice. Butterworths. London.
- LLanderall-Cazares C. y J. Cibrian-Tovar. 1983. Prácticas de Fisiología de Insectos. Colegio de Postgraduados. Chapingo.
- MacDougall, E. B. 1986. Medieval Gardens. Colloquia on the History of Landscape Architecture Dumbarton Oaks. E. Bruce MacDougall, Washington, D.C.
- Mallis, A. 1990. Handbook of pest control. Mallis Handbook and Technical Training Company. Pensilvania.
- Metsger, D. A. y S. C. Byers. 1999. Managing the Modern Herbarium. An Interdisciplinary Approach. Society for the Preservation of Natural History Collections. Washington D.C.
- Michalski, S. 1994. Leakage prediction for buildings, cases, bags and bottles. *Studies in Conservation* **39**: 169-186.
- Michalski, S. 1995. Directrices de humedad relativa y temperatura: qué está pasando? *Apoyo* **6 (1)**: 4-5
- Mofenson, H. C., J. Greensher, R. Horowitz y C. M. Berlin. 1970. Treatment of cyanide poisoning. *Pediatrics* **46**: 793-6.
- Moreno, R. 1988. La primera cátedra de botánica en México: 1788. Instituto de Investigaciones Históricas. Universidad Nacional Autónoma de México, Sociedad Mexicana de Historia de la Ciencia y de la Tecnología, Sociedad Botánica de México. México, D. F.
- Myers, R. A. M. y B. M. Schnitzer. 1984. Hyperbaric oxygen use. *Postgraded Medicine* **76**:83-95.
- National Academy of Sciences. 1992. Control de plagas. National Academy of Sciences. Tomos 1-8. México, D.F.
- National Pest Management Association. 2007. El Manejo de las Plagas en las Fabricas de los Alimentos. National Pest Management Association. Virginia.
- Nortbeast, A. 1994. Protecting books and paper against mold. Nortbeast Document Conservation Center Technical Leaflet. Washington, D. C.

- Ogilvie, W. B 2006. *The Science of Describing: Natural History in Renaissance Europe*. University of Chicago Press. Chicago.
- Organización Mundial de la Salud. 1982. *Plaguicidas, Salud y Ambiente*. Organización Mundial de la Salud. San Cristóbal de las Casas, México, D.F.
- Organización Mundial de la Salud. 1993. *Plaguicidas y salud en las Américas*. Organización Panamericana para la Salud. Washington, D.C.
- Organización Mundial de la Salud. 2000. *Aplicación de plaguicidas*. Organización Mundial de la Salud. México, D.F.
- Organización Mundial de la Salud. 2012. *La enfermedad de Chagas (tripanosomiasis americana)*. Nota descriptiva N°340. Agosto de 2012 disponible en la red:
<http://www.who.int/mediacentre/factsheets/fs340/es/>
 fecha de consulta: 22 septiembre 2013.
- Peltz, P. y M. Rossol. 1983. *Safe pest control procedures for museum collection*. Center for Occupational Hazards, Wendy Jessup and Associates, Inc. Virginia.
- Rojas, A. (2012). *Manuales para aplicación de gas fosfina y bromuro de metilo FAX s. a. de c. v., México, D.F.*
- Rose, C. A., H. Hawks. y H. Genoways. 1992. *Storage of Natural History Collections: a preventive conservation approach*. Society for the Preservation of Natural History Collections. San Diego
- Rose, C. L. y C. A. Hawks. 1995. *A preventive conservation approach to the storage of collections*. Society for the Preservation of Natural History Collections. San Diego
- Rossol, M. y W. C. Jessup. 1996. No magic bullets: safe and ethical pest management strategies. *Museum Management and Curatorship* **15 (2)**: 145-168.
- Ruprah, M., T. G. K. Mant y R. J. Flanagan. 1985. Acute carbon tetrachloride poisoning in 19 patients: Implications for diagnosis and treatment. *Lancet* **1**:1027-9.
- Saign, G. C. 1994. *Green essentials: What do you need to know about the environment?* Mercury House. San Francisco.
- Sánchez, N. F. 1981. *Roedores y Lagomorfos*. Colegio de Ingenieros Agrónomos de México A. C. México, D. F.
- Scheuerman, E. H. 1986. Suicide by exposure to sulfuryl fluoride. *Journal of Forensic Science* **31**: 1154-8.

Secretaría de Salud. 2009. Norma Oficial Mexicana NOM-251-SSA1-2009, Prácticas de higiene para el proceso de alimentos, bebidas o suplementos alimenticios. Comisión Federal para la Protección contra Riesgos Sanitarios. México, .D.F

Singer, C. 1997. A Short History of Science to the Nineteenth Century. Dover Publications, Inc. Mineola.

Singh, R.B, R. G. Singh y U. Singh 1991. Hypermagnesemia following aluminum phosphide poisoning. *International Journal of Clinical Pharmacology, Theraphy and Toxicology*. **29**: 82-5.

Sitts, M. K. 1997. Programa de control integral de plagas en bienes culturales de países de clima Mediterráneo y tropical. *Apoyo* **7 (1)**: 13-15.

Siwach, S. B., P. Singh and S. Ahlawat. 1994. Serum and tissue magnesium content in patients of aluminum phosphide poisoning and critical evaluation of high dose magnesium sulphate therapy in reducing mortality. *Journal Association Physicians India* **42**:107-10.

Snyder, A. M. 1994. Workshop on Collection Care and Management Issues. American Society of Ichthyologists and Herpetologists. Austin, Texas.

The Merck Index. 1989. An encyclopedia of chemicals, drugs and biologicals. Published by Merck & Co. Inc. Rahway, New Jersey.

United Nations, Educational, Scientific and Cultural Organization. 2012 "UNESCO 2000 Safeguarding Our Documentary Heritage/Conservación Préventive du Patrimoine Documentaire". Paris. Actualización 2012. disponible en la red: <http://www.unesco.org/webworld/mdm/>.
fecha de consulta: 03 mayo 2013.

Universidad Colegio San Pedro. 2012. "La donación del plasma sanguíneo y efectos de esta práctica en el municipio San Cristóbal Estado Tachira". San Cristobal. Actualización 2012. disponible en la red: http://www.bsburgos.org/donacion_de_plasma.htm/ <http://www.slideshare.net/sebas-1303/la-donacion-de-plasma-sanguineo-y-efectos-de-esta-practica-en-el-municipio-san-cristobal-estado-tachira>
fecha de consulta: 03 mayo 2013.

Universidad de Salamanca. 2006. Dioscórides interactivo.
<http://dioscorides.usal.es/>

fecha de consulta: 27 septiembre 2013.

Waller, R. R. 1995. Risk management applied to preventive conservation. Pp 21-27. En: C. L. Rose, C. A. Hawks, H. H. Collections Division. Canadian Museum of Nature, Ontario

Ware, G. W. 1988. Complete Guide to pest control with and without chemicals. Arizona University. Arizona.

Zaitseva, G. A. 1987. Protection of museum textiles and leather against the dermestid beetle (Coleoptera, Dermestidae) by means of antifeedants. *Studies in Conservation* **32**: 176-180.