

Parque Nacional Pico Pijol

Plan de Investigación y Monitoreo Biológico



Contenido

1. Agradecimientos.....	3
2. Introducción.....	3
3. Objetivos	4
4. Protocolos y metodología de monitoreo biológico.....	5
4.1 Área de Estudio.....	5
4.2 Monitoreo de la Vegetación	6
4.3. Monitoreo de Entomofauna	7
4.3.1 Monitoreo de Entomofauna Terrestre.....	7
4.3.2 Monitoreo Entomofauna Acuática.....	8
4.3.3 Fase de Laboratorio y Análisis	9
4.4 Monitoreo de Ictiofauna.....	9
4.5 Monitoreo de Herpetofauna	12
4.6 Monitoreo de Mamíferos.....	15
4.7 Monitoreo de Avifauna.....	19
5. Estrategias para implementación del plan de Conservación y Monitoreo Biológico	22
5.1 Participación comunitaria/actores claves.....	22
5.2 Gestión de recursos financieros y humanos	22
6. Cronograma	23
7. Presupuesto.....	25
8. Bibliografías.....	26

1. Agradecimientos

Se agradece a Víctor Henríquez y Lodwin Caballero por sus contribuciones para el desarrollo de la metodología para el muestreo de la vegetación, Martin Murillo, Johan Rodas y Alejandra Martínez por sus contribuciones para el desarrollo de la metodología para el monitoreo de entomofauna, Heydi Gómez y Vivian Cabrera por sus contribuciones para el desarrollo de la metodología para monitoreo de ictiofauna, Josué Ramos y Luis Zúniga por sus contribuciones para el desarrollo de la metodología para el monitoreo de herpetofauna, Manfredo Turcios, José Soler, Danny Ordoñez y Farlem Ordoñez por sus contribuciones para el desarrollo de la metodología para el monitoreo de mamíferos, Stefany Flores y Fabiola Rodriguez por sus contribuciones para el desarrollo de la metodología de monitoreo de la avifauna, las cuales permitieron el desarrollo del presente Plan de Investigación y Monitoreo Biológico.

2. Introducción

La biodiversidad es uno de los recursos naturales más importantes de Honduras, el cual se encuentra dentro y fuera del sistema Nacional de Áreas Protegidas (SINAPH), la diversidad florística y faunística es importante, no solo por los servicios ecosistémicos que provee, sino también por su potencial económico proveniente del desarrollo de nuevos productos, y el potencial para atraer ecoturismo internacional. Igualmente, existe una alta demanda a nivel comunitario de la biodiversidad en áreas rurales, esto incluyen plantas que son utilizadas como medicina o alimentos, y fauna sujeta a la cacería. Para lograr un manejo adecuado de estos recursos naturales se requiere información acerca de los recursos, esta información es generada a partir de un monitoreo biológico activo (Komar, 2013).

Una eficiente planificación de la conservación en el país requiere complementar y ampliar el enfoque basado en la riqueza de especies, con la perspectiva de pérdida de biodiversidad. Prevenir la extinción de las especies es un tema central de investigación y monitoreo del SINAPH y de capacidad de gestión e inversión para la conservación de la biodiversidad del país. Asumir la investigación y el monitoreo desde esta perspectiva favorece la generación de conocimiento e información pertinentes para manejar las especies antes de que se acelere el proceso de fragmentación de sus poblaciones y que ingresen a las listas rojas, pero hay que tomar en cuenta las necesidades que demandan atención inmediata, como por ejemplo que las especies sobre las que no hay información se están quedando por fuera de los análisis, al igual que las prioridades y estrategias de conservación (Guerra, Gómez y Tobón, 2013).

Varias leyes nacionales e internacionales, y planes estratégicos nacionales, justifican la necesidad de realizar monitoreo biológico en el país como ejemplo Honduras ratificó el Convenio Sobre Diversidad Biológica de las Naciones Unidas en 1995, (SERNA 2001) propuso el desarrollo de programas de monitoreo en las áreas protegidas. La Ley Forestal, Áreas Protegidas y Vida Silvestre en el 2008 asignó al gobierno la responsabilidad de realizar monitoreo de los recursos biológicos. El Plan Estratégico del SINAPH 2010–2020 (ICF 2009) igual reconoce la necesidad de monitoreo biológico, Finalmente, el Plan de

Nación y Visión de País 2010–2038 reconoce que el desarrollo económico de Honduras estará basado en el aprovechamiento sostenible de los recursos naturales, incluyendo la biodiversidad (Komar, 2013).

Unas de las Áreas Protegida de Honduras que requiere de estrategias de conservación y de un plan de monitoreo biológico, ya que se encuentra en la región cafetalera de Agalta es El Parque Nacional Pico Pijol que se encuentra ubicado geográficamente en la Montaña de Pijol en el departamento de Yoro. Este parque nacional pertenece a tres municipios Victoria, Yoro y Morazán, fue declarado como área protegida en el año de 1987 mediante decretos legislativos 87-87, el parque tiene delimitada su zona de amortiguamiento y la zona núcleo, la extensión territorial del parque es de 115.0832 km², la zona núcleo solo posee 13.436 km². Las alturas más sobresalientes son de 2282 msnm, esta altura es la máxima para el parque. Las alturas mínimas comienzan desde los 800 msnm, por lo que esta área protegida en parte es un bosque nublado y alberga una gran variedad de especies de flora y fauna en peligro de extinción. El Parque Pico Pijol además de ser un bosque nublado posee tierras sin bosque, bosque de coníferas ralo y bosque latifoliado del cual está compuesto la mayor parte del parque (Instituto de Conservación y Desarrollo Forestal, Áreas Protegidas y Vida Silvestre, 2019).

3. Objetivos

Objetivo General

Determinar el estado de las poblaciones de flora y fauna, el estado actual de los ecosistemas de tal manera que permitan reconocer y monitorear los objetos de conservación, generando información y conocimiento técnico-científico que ayude a la toma de decisiones de manejo pertinentes a los recursos en el Parque Nacional Pico Pijol.

Objetivos específicos

- Identificar el estado actual de las poblaciones de fauna y flora que permitan establecer los objetos de conservación.
- Aplicar el índice de integridad ecológica en los ecosistemas presente en el Parque Nacional Pico Pijol.
- Identificar los recursos ecológicos utilizados por las comunidades para establecer estrategias de conservación que permitan un desarrollo sostenible.

4. Protocolos y metodología de monitoreo biológico

4.1 Área de Estudio

El Parque Nacional Pico Pijol (PNPP) tiene una extensión de 11,508.204 hectáreas, y está conformada por una zona núcleo y una zona de amortiguamiento. De acuerdo a lo establecido en la Legislación vigente y en el marco del decreto de creación del área, el territorio del PNPP está ubicado en el departamento de Yoro, entre los municipios de Morazán, Victoria y Yoro (Instituto de Conservación y Desarrollo Forestal, Áreas Protegidas y Vida Silvestre, 2019).

De acuerdo al Sistema de Zonas de Vida de Holdridge, los ecosistemas presentes en el PNPP son: el Bosque Húmedo Subtropical, Transición a Sub-húmedo, el Bosque Húmedo Subtropical (bh-S), el Bosque Húmedo Montano Bajo Subtropical (bhmb-S) y el Bosque Muy Húmedo Montano Bajo Subtropical (bmhmb-S).

Bosque Húmedo Subtropical, Transición a Sub-húmedo: Se distribuye de norte a sur extendiéndose por sus partes este y oeste del área del Parque, se encuentra localizado entre los 400 msnm y 1,100 msnm. Posee una temperatura media anual entre 21.1 y 27.8°C. El promedio anual de biotemperatura varía entre 21.1 y 23.4°C. La vegetación de esta zona de vida presenta una gran variedad de aspectos desde el punto de vista fisonómico, el bosque de pino es el más predominante en esta zona de vida, puede presentarse puro o mezclado.

Bosque Húmedo Subtropical (bh-S): Se extiende de este a oeste dentro de Pico Pijol, se localiza entre los 1,100 y 1,500 msnm. Posee como límite climático general un promedio anual de precipitación entre 1,000 y 2,000 milímetros y una temperatura media anual entre los 18° y más de 24°C. El balance hídrico para esta Zona de Vida, nos indica un promedio de precipitación anual de 1,968 milímetros y una biotemperatura de 22.3 grados centígrados. El bosque de ocote, *Pinus oocarpa*, es el tipo de vegetación predominante en el bosque húmedo subtropical.

Bosque Húmedo Montano Bajo Subtropical (bhmb-S): Se extiende de este a noroeste y se encuentra localizado entre los 1,500 msnm y los 1,800 msnm. Tiene como límites climáticos generales una temperatura media anual entre 12° y un poco más de 18°C y una precipitación promedio total anual entre 1,000 y 2,000 mm. La vegetación en cuanto a su estructura posee tres doseles o estratos: el superior, el medio y el estrato inferior.

Bosque Muy Húmedo Montano Bajo Subtropical (bmhmb-S): se localiza en la parte sur del área protegida se extiende a partir de los 1,800 msnm hasta las 2,282 msnm, abarca áreas denominadas como el Cerro Mulato Blanco y Pico Pijol. Los límites climáticos son promedio anuales de precipitación, entre 2,000 y 4,000 mm, la temperatura media anual oscila entre los 12° y 18°C. La casi totalidad de la cubierta vegetal de esta zona de vida está constituida por especies latifoliadas y en menor grado por coníferas algunas de estas últimas como el Pinabete (*Pinus pseudostrobus*) son más frecuente y abundante en la faja de transición de esta zona con el bosque húmedo montano bajo subtropical (Instituto de Conservación y Desarrollo Forestal, Áreas Protegidas y Vida Silvestre, 2019).

4.2 Monitoreo de la Vegetación

Para el monitoreo de la vegetación se implementarán dos métodos de muestreo:

- El método de transecto
- El método de parcelas

Transectos

El método de los transectos es ampliamente utilizado por la rapidez con se mide y por la mayor heterogeneidad con que se muestrea la vegetación. Un transecto es un rectángulo situado en un lugar para medir un determinado tipo de vegetación. El tamaño de los transectos puede ser variable y depende del grupo de plantas a medirse. Generalmente se miden parámetros como altura de la planta, abundancia, diámetro a altura del pecho (DAP) y frecuencia, generalmente se utilizan transectos de 10x100m o 20x100m (Mostacedo y Fredericksen, 2000).

Parcelas

El método de los cuadrantes es una de las formas más comunes de muestreo de vegetación. Los cuadrantes hacen muestreos más homogéneos y tienen menos impacto de borde en comparación a los transectos. El método consiste en colocar un cuadrado sobre la vegetación, para determinar la densidad, cobertura y frecuencia de las plantas. El tamaño del cuadrante está inversamente relacionado con la facilidad y velocidad de muestreo (Mostacedo y Fredericksen, 2000).

El tamaño del cuadrante, también, depende de la forma de vida y de la densidad de los individuos. Para muestrear vegetación herbácea, el tamaño del cuadrante puede ser de 1 m² (1x1m), el mismo tamaño se utiliza para muestrear las plántulas de especies arbóreas. Para muestrear bejucos o arbustos, el tamaño puede ser de 4 m² (2x2 m) o 16 m² (4x4 m). Para árboles (mayor a 10 cm de DAP), los cuadrantes pueden ser de 25 m² (5x5) o 100 m² (10x10). El tamaño de los cuadrantes depende de la densidad de las plantas a medirse; para refinar el tamaño adecuado, es necesario realizar pre-muestreos, ya que de no ser así, habrá muchas parcelas con ausencia de individuos (Mostacedo y Fredericksen, 2000).

Las parcelas serán trazadas con una brújula en donde sus lados correrán paralelos a las orientaciones norte-sur y este-oeste. Cada parcela tendrá una dimensión de 100 X 10 m, una en cada sitio seleccionado, cada una de estas parcelas se dividirán en una retícula de cuadros permanentes, de 20x5 m. Los cuadros estarán señalados en sus vértices con estacas de madera de 40 cm de largo, marcadas y enumeradas con etiquetas de aluminio. Dentro de cada cuadro y con la ayuda de cinta métrica se medirán los árboles con diámetro a la altura del pecho (DAP), ≥ 2.5 cm, registrando el número del individuo, coordenadas, su respectiva taxonomía, DAP, altura estimada, y el respectivo cuadro donde se encuentre.

Para árboles con tallos contrafuertes grandes, el DAP se medirá inmediatamente arriba de ellos, mientras que para árboles con tallos múltiples se medirán los diámetros de todos ellos incluyéndose en el mismo individuo (Zarco *et al.* 2010).

En forma simultánea al muestreo se realizará la colecta por duplicado y triplicado de ser necesario de las especies botánicas muestreadas, las cuales serán colectadas de forma directa manualmente y con la ayuda de una pértiga (para especies arbóreas) estas serán procesadas y colocadas en su respectiva prensa botánica, para posteriormente ser identificadas taxonómicamente en los Herbarios.

4.3. Monitoreo de Entomofauna

4.3.1 Monitoreo de Entomofauna Terrestre

Con el fin de coleccionar la mayor cantidad de especies y organismos posibles de forma sistemática se emplearán diferentes métodos y dispositivos de muestreos. Entre los métodos pasivos de muestreos, se emplearan trampas de caída, de ventana, colgantes y trampas de luz. Como método activo se realizaran búsquedas de insectos en transectos con largo y tiempo definido.

Método pasivo

Las trampas de caída, colgantes y de color se ubicarán a lo largo de los transectos previamente mencionados. El esfuerzo de muestreo será de 19 horas/trampa por cada día que estén colocadas. A continuación se detalla el montaje de cada trampa.

Trampa de caída

Se colocaran 12 trampas de caída a lo largo de los dos transectos. Las trampas de caída consistirán de vasos de polietileno con tapa hermética, estos contendrán 1 bola de eses rodeada por un fragmento de tela, la misma estará colgada de la parte superior de la tapa del vaso, el cual será llenado hasta $\frac{1}{3}$ de su altura con alcohol. Para ubicar la trampa se cavará un agujero de profundidad similar a la altura del vaso de manera que solo la tapa quede expuesta. La tapa tendrá perforaciones para que los insectos que sean atraídos por el cebo puedan acceder al vaso.

Trampas colgantes

Se colocarán 12 trampas aéreas a lo largo de los dos transectos. Las trampas consistirán de una botella de polietileno transparente con volumen de 1.25 L. Las botellas tendrán tres ventanas a los costados para el ingreso de los insectos, que serán atraídos a estas por el cebo (mezclas de frutas).

Trampas de ventana

Se colocaran 3 trampas de ventana a lo largo de los dos transectos. Las trampas de ventana consistirán de 1 tela con un área de 50 cm².

Trampas de Luz

Durante las horas de 6:00 pm hasta la 1:00 am se ubicará una trampa de luz en los sitios de muestreo seleccionados. Ésta trampa de luz consistirá de un tubo de luz de 25 Wats con filtro blanco (intercambiable con un filtro azul), lo cual atraerá a los insectos a una sábana blanca de 2 m² que servirá de pantalla. Los insectos que lleguen a la trampa se tomaran directamente de la sábana para ser introducidos a los frascos, cámaras letales, o sobres entomológicos según sea el caso.

Método activo

Se realizarán búsquedas activas de insectos en los transectos. Las búsquedas se realizarán en dos tandas desde las 1:00 pm hasta las 3:00 pm, y desde las 7:00 pm hasta las 9:00 pm. Durante las caminatas se recorrerán los 2 transectos de 200 m, en búsqueda de insectos ya sea que estén volando, posados en la vegetación o bajo troncos y rocas.

4.3.2 Monitoreo Entomofauna Acuática

Los puntos de muestreo serán establecidos considerando cuerpos de agua cuyo cauce en sus tramos de cabecera o zonas altas se encuentren dentro del Área Protegida.

En cada punto de muestreo se delimitará un tramo de 15 metros de longitud donde se marcaran puntos de inicio, medio y final, en los cuales se medirán diferentes parámetros físico-químicos como: temperatura del agua (°C), conductividad (μ S/cm) y pH. También será medido profundidad y velocidad por medio del molinete con lo cual se calculara el caudal. Agregado a esto se medirán el ancho utilizando una cinta métrica, y variables ambientales como ser temperatura y humedad relativa por medio de un higrómetro.

Para la colecta de organismos acuáticos se tomará lo largo del transecto, 10 muestras en un área de 30 cm² cada una. Para lo cual se considerarán diferentes microhábitats como sugiere Alba-Tercedor (1996), estos serán: roca (muestreo manual), macrófitas, arena y hojarasca utilizando una red "D" con malla de 500 μ m. Además se utilizará una red de tipo Surber para las zonas de corriente (Ramírez 2010; MINAE 2007). Las muestras serán colocadas y preservadas en frascos con alcohol al 80% y rotulados indicando el código, microhábitat, lugar y fecha de colecta.

4.3.3 Fase de Laboratorio y Análisis

Se utilizarán diferentes métodos de preservación, montaje y almacenamiento de organismos. Los insectos terrestres colectados serán transportados al laboratorio para su posterior montaje e identificación al nivel taxonómico posible. Luego serán etiquetados y almacenados en cajas entomológicas.

La limpieza de los organismos acuáticos se realizará en el laboratorio con el objetivo de eliminar materia orgánica e inorgánica de cada una de las muestras, a fin de conservar intactas la mayoría de características morfológicas necesarias para la identificación de los organismos colectados. Una vez separados los organismos se identificarán al nivel taxonómico posible, dicha identificación será llevada a cabo utilizando un microscopio-estereoscópico.

Para el análisis de los datos se utilizará el programa R versión 3.4.0 (R Core Team 2017) con el cual se obtendrán las medidas de tendencia central y dispersión para los parámetros ambientales (físico-químicos y morfométricos) obtenidos en los muestreos. Posteriormente para determinar si hay diferencias significativas se utilizarán las pruebas de Kruskal-Wallis y Nemenyi (pos-hoc). La similitud entre los puntos de muestreo se estimará por medio del análisis de conglomerado (Cluster).

Para el análisis de la comunidad de organismos acuáticos se obtendrán las medidas de tendencia central y dispersión. Las diferencias entre los puntos de muestreo ubicados en áreas protegidas y fincas con el método de dosel abierto integrado (DAI) se determinarán utilizando estimadores de abundancia y riqueza. Para conocer si hay diferencias significativas se aplicarán las pruebas de Kruskal-Wallis y Nemenyi (pos-hoc). Para conocer si hay relaciones entre la comunidad de insectos y los parámetros ambientales se utilizará el coeficiente de correlación de Spearman.

4.4 Monitoreo de Ictiofauna

Se realizarán muestreos en 6 de las 13 microcuencas presentes en el Parque Nacional Pico Pijol, 3 de las cuales serán ubicadas en zonas intervenidas antropogénicamente (principalmente zonas cafetaleras) y las 3 restantes en zonas donde la intervención sea visiblemente menor, procurando homogeneidad altitudinal entre ellas. Para definir las microcuencas a muestrear, se realizará una gira exploratoria en cada una de ellas en compañía de miembros locales de la comunidad, dado su conocimiento y experiencia en el área. Adicionalmente con el apoyo del Software libre Quantum Gis (QGis), se cotejará y georreferenciará la información colectada en el campo durante la exploración, con la finalidad de sistematizar los sitios de muestreo.

En cada microcuenca se realizarán dos transectos de 100 m de largo, con una separación variante acorde a la distancia lineal de los tributarios, a manera de obtener representatividad en los seis cuerpos de agua. Por transecto se permanecerá durante

espacios de una hora (dos horas por microcuenca), por la mañana, un transecto se muestreará de 0530 – 0630 y el otro de 0730 – 0830; por la tarde los mismos transectos de la mañana serán muestreados de 1730 – 1830, y 1900 – 2000 -respectivamente-, dejando un espacio de tiempo de 1 hora entre transecto para la movilización de los tomadores de muestras. Los muestreos serán constantes durante cinco días por microcuenca, haciendo un total de 30 días de muestreo efectivo por estación –seca y lluviosa-. Adicionalmente, en cada transecto se tomarán parámetros físico/químicos de calidad de aguas.

Periodicidad

Los muestreos se realizarán durante 5 años, dos veces cada año, en los meses de marzo y septiembre correspondientes a la época de menor y mayor precipitación respectivamente (según el Plan de Manejo del Parque Nacional Pico Pijol). Las precipitaciones tienen una influencia directa en la movilidad, hábitos reproductivos y alimenticios de los peces, por lo tanto es necesario considerar los cambios en la composición de las poblaciones de ictiofauna durante ambas épocas del año (Bolívar, 2017).

Muestreo de Ictiofauna

Los métodos de captura seleccionados son conocidos como capturas activas, haciendo uso de redes de arrastre y pesca al voleo, chinchorro y atarraya respectivamente. Los artes de pesca seleccionados presentan una alta utilidad, debido a que permiten obtener capturas de individuos de tallas pequeñas como de diferentes familias por ser poco selectivas, así también pueden usarse tanto en aguas turbias como cristalinas y en diferentes tipos de sustrato, son fáciles de movilizar y los costos en reparación no son tan significativos.

Redes de arrastre: Las dimensiones pueden variar entre 2x15 m y 1x8 m dependiendo del cuerpo de agua, con luz de malla de 1 pulg. Para su implementación se requiere la participación mínima de dos personas, una de ellas debe introducirse al cuerpo de agua a una profundidad que no supere la altura del pecho para facilitar la movilidad del pescador, mientras la segunda persona se mantiene fija. La red introducida formará un semicírculo con ayuda de la corriente, una vez esto ocurrido, la segunda persona avanzará ligeramente hacia la orilla, en dirección a la primera persona. Seguidamente, ambos halarán la red hacia la orilla, procurando que los peces se mantengan en el espacio central de la red, hasta haberla extraído totalmente (Ministerio del Ambiente, 2014).

Redes de voleo: También llamadas redes de lanzamiento o atarrayas, consisten en redes circulares con plomos en los extremos y una cuerda en el centro para su extracción. Sus dimensiones serán de 3 m con luz de 1 cm. Para su implementación se requiere de una persona, quien deberá lanzar la red al aire, la cual al descender forma un círculo, que se cerrará en el momento de halar la cuerda central inmediatamente después de lanzar la red. Este movimiento es el que captura a los peces, los cuales serán extraídos de forma manual (Espinosa, 2014).

Calidad de aguas

En función de determinar la calidad de agua de las microcuencas que serán monitoreadas con el componente ictiológico, y con la finalidad de establecer análisis más profundos con información cruzada, se obtendrán algunos parámetros físico-químicos, los que serán tomados *in situ*. Siendo los más factibles en términos monetarios y logísticos los siguientes: Temperatura, pH, Salinidad, Conductividad, Oxígeno Disuelto (OD), Caudal.

Los parámetros antes mencionados serán obtenidos mediante el empleo de phchímetro, conductímetro y una onda paramétrica, con la misma periodicidad con que se colectará la ictiofauna, es decir, 2 veces al día en cada uno de los transectos (0530 y 1730 en un transecto; y 0730 y 1900 en el otro), durante los 5 días que serán muestreados, en ambas épocas del año (seca y lluviosa), esto, para los 6 transectos contemplados. Se deberán tomar los datos de los parámetros físico-químicos en el punto inicial, medio y final del transecto.

Análisis de datos

Ictiofauna: Los individuos capturados serán identificados haciendo uso de claves taxonómicas, guías de campo y bases de datos de uso libre. Así también se analizará la información biométrica obtenida, esto corresponde a datos de talla (cm) y peso (g). Para ello se utilizará un ictiómetro de un metro, cintas métricas de 1.50 m, un pie de rey, una balanza digital portátil con capacidad de 500 g y una báscula de campo con capacidad de 100 Lb. Para el análisis y obtención de esta información, será necesario la preservación de las capturas con alcohol al 75%.

Los datos obtenidos serán ingresados a las hojas de campo y posteriormente ingresados a las bases de datos en formato digital y físico para los posteriores análisis estadísticos (Confederación Hidrográfica del Ebro, 2005):

- Composición específica, correspondiente al listado de las especies capturadas;
- Abundancia, la cual suele ser expresada mediante el número de individuos (capturas) por unidad de esfuerzo, esta última, referente al área muestreada sobre la unidad de tiempo (individuos/ha/hora).
- Estructura de tamaño y edad: se realizará por cada especie, mediante el análisis de las frecuencias de las longitudes de los individuos que permitan identificar las clases modales, las cuales, se asumen como clases de edad.
- Diversidad, mediante el índice de diversidad Shannon-Wiener, el cual relaciona la abundancia proporcional con las especies presentes en el área (Scipione *et al.*, 2016).

Calidad de aguas

Cada uno de los parámetros físico-químicos sujetos a análisis en el presente plan de monitoreo, tienen un efecto sobre la ictiofauna, dado que las familias taxonómicas cuentan con un rango de tolerabilidad específico, siendo uno de los parámetros más importante la disponibilidad de oxígeno. En Honduras no se cuenta con una normativa o valores de referencia para cuerpos de agua, por lo que, la información sobre el rango habitable de las especies (según bibliografía), con los valores obtenidos en los muestreos (Barbour, Gerritsen, Stribling, 1999), serán la principal referencia utilizada para el cruce de información, la cual será de importancia especial en aquellos cuerpos de agua donde la influencia antrópica sea mayor.

4.5 Monitoreo de Herpetofauna

La herpetología es una rama de la biología que se encarga de estudiar los anfibios y reptiles, ambos grupos son ampliamente distribuidos en el corredor biológico de Yoro por lo que se detalla un plan de investigación con los 2 grupos mencionados para el Parque Nacional Pico Pijol.

Anfibios

Los anfibios reportados según McCranie (2015) en Honduras son las ranas, sapos, salamandras y cecalias, los cuales son organismos que necesitan de la humedad del ambiente para su supervivencia, se les suele encontrar cerca de cuerpos de agua donde se lleva a cabo su reproducción y son más abundantes en la estación lluviosa.

Metodología de muestreo: Los métodos de captura más utilizados son las capturas a mano libre, esta puede modificarse usando una pequeña red para peces y de esta manera no entrar en contacto directo con dichos organismos que debido a su respiración pulmonar son sensibles a repelentes y cremas, por lo que se recomienda el uso de guantes de latex si la captura es a mano libre.

Los anfibios son organismos que por lo general tienen su actividad en la noche (organismos nocturnos) por lo que el mayor esfuerzo de búsqueda se realiza en horas de la noche. Por lo general no se usan métodos de trampeo para la captura de estos organismos, pero las trampas de barrera + caída son factibles, esta se explicará con mayor detalle en el grupo de los reptiles.

Se realizara un conteo de la riqueza y abundancia de especies para eso se realizarán cuadrantes que abarquen cuerpos de agua y cafetales, el primero por ser un hábitat específico de estos organismos y el segundo para realizar comparaciones entre agro sistemas cafetaleros contra áreas que no han sido intervenidas o tienen poca intervención de origen antropogénico y Posteriormente elaborar un índice con especies indicadoras de restauración de bosques.

Dentro del cuadrante se aplicarán los métodos de colecta oportunista con colecta de tiempo limitado, se usarán redes de pesca para capturar anuros que se encuentren dentro de los cuerpos de agua, y se hará captura directa para organismos que se encuentren al levantar troncos podridos o entre la hojarasca, en ramas de árboles cercanos a los cuerpos de agua y debajo de rocas. También se tomara en cuenta los cantos, ya que cada especie de anuro tiene un llamado nupcial distintivo que puede ser identificado a distancias considerables (dependiendo de la especie que emite el llamado), para lo cual se contara con el auxilio de una grabadora, estos datos permitirán obtener datos sobre los ciclos reproductivos.

Se tomara en cuenta individuos cuya etapa de desarrollo no corresponda a la de un adulto, por ejemplo: se hará conteo de masas de huevos, ya que es muy recomendada para especies vulnerables (Dodd, 2010) (dependiendo de las estrategias de ovoposición) ya que estas nos indicaran sobre la disponibilidad de cobertura idónea para el desarrollo posterior, también se determinara la presencia de etapas larvianas en los cuerpos de agua, también se observara la presencia de individuos metamórficos en los micro hábitats de los sitios del área protegida y los presentes en los agro sistemas adyacentes. Estos datos serán integrados y relacionados con las variaciones de precipitación y de temperatura que ocurren durante el tiempo de monitoreo.

Se determinara el número de individuos a coleccionar de acuerdo a la información que se maneja para cada especie hasta la fecha. Los organismos capturados serán colocados dentro de bolsas ziplock para su posterior identificación usando las claves taxonómicas que provee McCranie y Castañeda, 2007 (Anfibios de Honduras) y Kohler, 2011 (Anfibios de Centroamérica). Se tomaran datos de morfometría con instrumentos de precisión, también datos de coloración utilizando la guía de colores de Kohler. Una vez identificados serán preservados con alcohol y colocados en el balde para colecta.

Reptiles

En Honduras este grupo se representa por las tortugas, cocodrilos, caimanes, saurios y serpientes. Todos ocupan un variado tipo de hábitats como ser fosoriales en el caso de algunas serpientes y saurios, marinas como las tortugas marinas, ambientes acuáticos como los cocodrilos, caimanes, tortugas y algunas serpientes. Por lo anterior será necesario abarcar la mayor cantidad de hábitats posibles mediante búsqueda directa y trampas para un mayor esfuerzo en la búsqueda de estos organismos. Todos los grupos presentan organismos diurnos y nocturnos por lo que será necesario realizar muestreos a lo largo del día.

Para la captura de estos organismos se realizarán cuadrantes que serán muestreados en el día y la noche para abarcar los hábitos diurnos y nocturnos que puede presentar estas especies. La búsqueda se hará debajo de troncos, entre hojarasca, ramas de árboles, cuerpos de agua, agujeros en el suelo y su captura será directa en el caso de tortugas y saurios, con gancho herpetológico en el caso de las serpientes debido a que algunas pueden ser venenosas y en algunos casos se pueden usar las redes de pesca para captura de reptiles que se encuentren dentro del agua. La riqueza y abundancia se determinará usando el método de cuadrante.

Se usará un método de trapeo para la captura de organismos difíciles de observar durante las caminatas, este consiste en la implementación de una barrera y trampas de caída (baldes), se usara una lona de plástico como barrera en forma de cruz y al final de cada extremo se cavara un agujero en donde ira el balde enterrado para que de esta manera cuando el organismo choque contra la barrera siga el trayecto de esta hasta el balde y quede atrapado, estos deberán monitorearse todos los días para evitar la depredación de los organismos que puedan caer dentro de la trampa. Una vez finalizada la gira de campo las trampas serán retiradas para evitar que los organismos caigan y queden atrapados.

Se utilizara con la fotografía como herramienta alterna para la identificación y documentación de la presencia de especies de reptiles que son de movimientos muy rápidos y difíciles de capturar. Solo se utilizaran fotografías cuya calidad sea la esperada por los investigadores. También se trabajara con la percepción local de los pobladores con respecto a las serpientes.

Cada organismo capturado será colocado en bolsas de manta o bolsas ziplock para posteriormente preservarlo con alcohol y depositarlo dentro de los baldes para colecta. Se usarán las claves taxonómicas que facilita McCranie, 2011 (serpiente de Honduras), McCranie y Kohler, 2015 (Anolis de Honduras) y Kohler, 2008 (reptiles de Centroamérica) para la identificación de los organismos colectados.

Otras investigaciones

Dentro del presente plan de Investigación y monitoreo se realizará una serie de investigaciones relacionadas a los anfibios y reptiles y su conservación entre otras como ecología, distribución y población.

Distribución: con ayuda de los muestreos y tomando coordenadas con el GPS de las diferentes especies encontradas, se realizará un mapa de todo el Parque Nacional Pico Pijol y como cada especie encontrada se distribuye dentro de este, con esto se podrá establecer áreas prioritarias donde sean más abundantes las especies para su conservación.

Ecología: se realizarán observaciones de campo de las diferentes especies encontradas y se tomarán apuntes de los hábitats donde se localizan, hábito que tienen (nocturno, diurno, terrestre, arborícola, acuático), alimentación, distribución espacial y comportamiento. Se realizarán descripciones detalladas de los microhábitats de cada especie encontrada para determinar mediante un porcentaje la preferencia de hábitat que existe entre las diferentes especies de reptiles y anfibios.

Alimentación: con las especies en laboratorio, se realizarán estudios de preferencia de presa y de esta manera ampliar el conocimiento en la dieta de las especies y su método de captura (constricción, envenenamiento, mordida).

Extracción de veneno: con ayuda de las especies de serpientes venenosas que se mantengan en el laboratorio se realizará extracción de veneno y de esta manera ejecutar análisis en laboratorios como Clodomiro Picado (mediante un convenio) o la escuela de Microbiología de la UNAH para ampliar el conocimiento sobre la composición química de estos en las especies hondureñas.

4.6 Monitoreo de Mamíferos

Se estudiará mamíferos en los diferentes tipos de hábitats, los cuales se encuentran en el Parque Nacional Pico Pijol, Yoro, Honduras. Para ello se utilizarán trampas “Tomahawk”, “Sherman”, trampas cámara y redes de niebla, pudiendo aumentar o disminuir el tiempo según las muestras de parches de bosque que se presenten.

Durante los meses de trabajo de campo, se seleccionarán sitios de importancia ecológica según los criterios establecidos en bibliografía y antecedentes históricos de ciertas especies. Para la comparación de los datos es importante recalcar que el factor determinante será el esfuerzo de muestreo. Previa a todo, los investigadores y técnicos se vacunarán contra la enfermedad de la rabia.

Mamíferos grandes

Para el monitoreo de mamíferos grandes (e incluye algunos medianos, por ejemplo, Didelphidae, Mephitidae, Mustelidae, Procyonidae) se implementarán dos métodos:

Avistamiento directo y búsqueda de rastros (huellas, heces, madrigueras, rutas de desplazamientos): esto consiste en emplear detección visual o auditiva para monitorear mamíferos medianos y grandes. Para esto, se llevarán a cabo recorridos en transectos, diurnos (08:00–11:00) y nocturnos (19:00–00:00), que abarquen en lo posible los diferentes ecosistemas y área en general del área de estudio. Estos recorridos se realizarán de una forma lenta y en silencio con el fin de no intervenir en la actividad de los animales. Para el registro de datos se tomarán en cuenta huellas, heces, huesos, pelos, rasguños, madrigueras y otros (huesos). Estos avistamientos y rastros no se tomarán en cuenta para hacer cálculos de riqueza u otros, sin embargo, serán de suma importancia para determinar la presencia de mamíferos en la zona y recopilar información de las especies para Honduras. Los métodos se describen a continuación:

1. Huellas: se registrará el tipo de sustrato (barro, arena, arcilla, polvo) donde se encuentre la huella. A cada huella se le tomarán medidas (ancho, largo total de la huella), fotografía y se georreferenciará. Para esto se utilizará un pie de rey, cinta métrica, y cámara fotográfica. Se complementará su registro con la información del Manual para el Rastreo de Mamíferos de México de Aranda (2012) y la guía ilustrada de Reid (2009).

2. Heces: se hará una breve descripción del lugar donde se encuentren (puede ayudar a identificar la especie), además de la morfología general de la deposición, posteriormente se medirá el diámetro del segmento mayor sin deformidad evidente, pues durante el traslado, la muestra puede dañarse. Seguidamente serán fotografiadas para ser registrada, y se complementará su registro con la información del manual de rastreo de mamíferos de México (Aranda, 2012) y la guía ilustrada de campo de Reid (2009). Para el traslado de las muestras se utilizarán bolsas de papel, que permita que salga la humedad excesiva, se recubrirán con una bolsa hermética y se introducirán en un bote de vidrio que la proteja durante el traslado de las muestras. Las heces se congelarán para evitar su deterioro, la aparición de hongos y mal olor, esto se hará hasta su análisis o envío a otros países.

3. Instalación de trampas cámara (Bushnell Essential E2), para esto se hará un reconocimiento del área *in situ*. Se instalarán trampas cámaras en los sitios donde se encuentre la mayor actividad de mamíferos con base a rastros encontrados previamente y a entrevistas a pobladores de la zona. También se tomará en cuenta información sobre el sitio de muestreo: topografía, cuerpos de agua, y la seguridad del equipo para garantizar el éxito en el monitoreo, en cada sitio de muestreo. Se instalarán 20 trampas cámara dispersas en cada sitio procurando que se tengan una duración de 20 días en cada estación de muestreo. La orientación en la cual estarán colocadas será definida posteriormente al reconocimiento del área de estudio. Las cámaras se configurarán para que funcionen semanalmente, y se programarán para que tomen video y fotografías. La revisión de las trampas incluirá la revisión del funcionamiento de la cámara, el cambio de batería y la descarga de la información desde una memoria a un computador portátil cada mes. La información obtenida a partir de cada revisión será registrada en libreta de campo y posteriormente se ingresará en una base de datos, incluyendo datos como hora y fecha, número de trampa, tipo de cobertura vegetal entre otros.

Se estimará la riqueza de especies de mamíferos con datos de detección y no detección de las trampas cámara, utilizando el programa estadístico "EstimateS Mac 910" (Colwell & Coddington, 1994; Colwell, 2013), y de acuerdo con los datos de detección se determinará el número de especies esperadas con el Indicador de Cobertura basado en Frecuencia (ICE) (Brose y Martínez, 2004), ya que es poco sensible al tamaño de muestra y a la distribución no heterogénea de las especies (Lee y Chao, 1994).

Mamíferos medianos

Se recomienda que el monitoreo de mamíferos medianos utilizando esta metodología, se coloquen las trampas de 5 a 7 días, durante un mes de por medio equivalentes a 6 muestreos anuales, cambiando de lugar de muestreo cada día. En donde en cada semana se cambiará a una estación de muestreo distinta, procurando cambiar el lugar del transecto cada vez que se limpien las trampas y se coloquen nuevos cebos.

Se realizarán transectos con una distancia aproximada de 1500 a 2000 metros en áreas donde se planea determinar la diversidad y densidad de mamíferos medianos, colocando 20 trampas “Tomahawk” de 9x9x32 pulgadas (10 en cada transecto), colocándoles cebos de sardina, atún o comida para gato, para atraer mamíferos medianos. La disposición de los transectos será al azar o en forma de “L”, este último para intentar capturar los organismos que se trasladen en diferentes direcciones, y tendrán una distancia de 1.5 km cada uno (150 metros de separación entre cada trampa).

Para la extracción de los organismos de las trampas se utilizará postes de control, los cuales se colocan en el cuello del organismo para la inmovilización y evitar que escapen, reduciendo también el riesgo de mordidas, arañazos, y de igual forma evitar lastimar los organismos. Se identificará taxonómicamente siguiendo a Reid (2009) y se tomarán los siguientes datos: el número de la trampa en la cual fue capturado, parámetros ambientales, peso, medidas morfológicas, sexo, se fotografiará, y posteriormente se lavarán las trampas, y se liberarán, siguiendo a August (1983) y Hoffmann *et al.* (2010). Los ejemplares serán sacrificados según las pautas de la sociedad americana de mastozoólogos para el uso de mamíferos silvestres en investigaciones (Gannon, Sikes y The Animal Care and Use Committee of the American Society of Mammologists, 2007; Kingston, 2016), y se preservaran en líquidos de según métodos convencionales de Kingston (2016).

Mamíferos pequeños

Chiroptera:

Para cada sitio se trabajarán cuatro días con 8 redes de niebla durante un mes. Tratando de obtener aproximadamente 48 horas/red por día, 192 horas/red por mes. Se realizarán caminatas diurnas por los transectos dispuestos en los puntos de muestreo para la búsqueda e identificación de colonias y/o refugios de murciélagos, y sitios accesibles según posibles rutas de vuelo según Kunz y Kurta (1988). Durante estos recorridos de campo y previo al análisis del área de estudio (accesibilidad, cobertura vegetal) se seleccionarán los sitios.

Se capturarán murciélagos con redes de niebla, para lo cual se establecerán estaciones de muestreo conformadas por ocho redes de niebla de medida estándar (12 x 2.5 m / 35 mm luz de malla) de acuerdo la disponibilidad del área. Las redes funcionarán en cada uno de los sitios evaluados desde las 18:00 hasta aproximadamente las 00:00 Las redes se revisaran cada 20 minutos, y antes de revisarlas, se determinará la temperatura del aire con el bulbo húmedo y seco de un termómetro estándar. Cada individuo capturado se le determinará el sexo y estado reproductivo Kunz, Wemmer y Hayssen (1996); se medirá (milímetros) en vida: antebrazo [A], fémur [F], tibia [TI], largo de la hoja nasal [LHN], ancho de la hoja nasal [AHN], largo de la pinna [LP], ancho de la pinna [AP], pulgar [Pu], largo del trago [LTR], ancho del trago [ATR], calcar [Ca], cola [Co], largo del cuerpo [Tc], pie [Pi], envergadura [ME], cuarta falange [4E], tercera falange [3E], segunda falange [2E], primera falange [1A], humero [H].

En caso de detectar un refugio, se capturará mínimo a un individuo para determinar la especie que hace uso de ese refugio, y se hará uso de una red de mano de aproximadamente un metro con un ojo de malla < 20 mm.

Para la identificación de los murciélagos capturados con redes de niebla o en sus refugios, se utilizarán las claves de campo de los murciélagos de Honduras (Mora, 2016), Costa Rica, (Timm *et al.* 1999), y México (Medellín, Arita y Sánchez, 2008), así como las guías ilustradas de campo de Reid (2009) y de Medina (2014). Los ejemplares serán sacrificados según las pautas de la sociedad americana de mastozoólogos para el uso de mamíferos silvestres en investigaciones (Gannon, Sikes y The Animal Care and Use Committee of the American Society of Mammologists, 2007; Kingston, 2016), y se preservarán en líquidos de según métodos convencionales de Kingston (2016).

Se estimará la riqueza de especies de murciélagos usando el programa estadístico “EstimateS Mac 910” con 100 aleatorizaciones para eliminar el orden específico en que entran los datos (Colwell y Coddington, 1994; Colwell, 2013), y de acuerdo a los datos de capturas para determinar el número de especies esperadas de murciélagos basado en las abundancias de cada especie (Rex *et al.* 2008) según las capturas de redes de niebla (CV > 0.5) se utilizarán los índices de Chao2 e ICE (Estimador de Incidencia basado en Cobertura).

Las especies de murciélagos serán clasificadas según su gremio trófico o alimenticio: frugívoros, nectarívoros, hematófagos, omnívoros, carnívoros e insectívoros, con base a LaVal y Rodríguez. (2002) y Reid (2009). El orden de las familias del orden Chiroptera será a Wilson y Reeder (2005) con modificaciones de la propuesta de la familia Phyllostomidae por Baker *et al.* (2016).

Rodentia:

Se recomienda que el monitoreo de mamíferos pequeños (Rodentia) se realice estableciendo dos transectos de 250 m de distancia por cada noche, colocando 50 trampas Sherman de 3x3.5x9 pulgadas a 10 metros una de otra en un transecto lineal. Se colocará cinta de marcaje en la trampa y en árboles a una altura visible para la fácil localización de las trampas previo a su colocación (Mills *et al.* 1991).

Se colocarán las trampas de 5 a 7 días, durante un mes de por medio equivalentes a 6 muestreos anuales, cambiando de lugar de muestreo cada día. A cada trampa se le colocará cebo de sardinas alternando con crema de maní y avena, para atraer a los ratones, colocándolas en un horario de 16:00–17:00. El siguiente día se revisarán las trampas en un horario de 7:00–9:00. Las trampas se revisarán durante estos horarios para verificar si se encuentran individuos capturados para su posterior estudio (August, 1983; Hoffmann *et al.* 2010).

Para la identificación de los roedores y otros micromamíferos se utilizará las guías de Méndez (1993) y Reid (2009). Se medirá en vida usando un vernier con aguja “Mitutoyo”, 505-675, al 0.01 mm de error, tomando las siguientes medidas: largo total [Lt], largo de la cola [Lc], largo del cuerpo [Lcc], largo de la pata trasera [Lpt], largo de la pata delantera [Lpd], y largo de la oreja [Lo]; se determinará el peso (con pesolas de 50, 100 y 300 g dependiendo del tamaño del micromamífero) siguiendo Reid (2009) y Villalobos-Chaves et al. (2016), y se determinará el sexo según Kunz, Wemmer y Hayssen (1996).

Los ejemplares serán sacrificados según las pautas de la sociedad americana de mastozoólogos para el uso de mamíferos silvestres en investigaciones (Gannon, Sikes y The Animal Care and Use Committee of the American Society of Mammologists, 2007; Kingston, 2016), y los individuos preservados en líquidos según métodos convencionales de Kingston (2016).

El registro de otros individuos del orden Rodentia también incluye observaciones o recolección de especímenes muertos ocasionales/accidentales de otros miembros del equipo de investigación, sin embargo estos no se utilizarán en análisis estadísticos.

4.7 Monitoreo de Avifauna

Identificación de los sitios de monitoreo

Se seleccionarán las zonas de monitoreo apropiadas mediante un software GIS (QGis o ArcGis). Estos puntos serán distribuidos en áreas estadísticamente significativas que abarquen todos los ecosistemas presentes en el Parque Nacional Pico Pijol. Esto nos permitirá tener un mejor conocimiento sobre la avifauna del lugar y a su vez, realizar comparaciones con respecto a la abundancia y diversidad de especies presentes en ambientes distintos. Para validar la efectividad de los puntos seleccionados, se realizará una gira exploratoria que permitirá determinar si los puntos de monitoreo se mantienen, se mueven o se eliminan. Una vez obtenidos los puntos de monitoreo, estos serán georreferenciados con un GPS. Guardar la localización de los puntos de monitoreo sirve para asegurar la replicabilidad de la toma de datos en los mismos lugares.

A continuación, se describen las distintas técnicas que serán empleadas en el monitoreo de aves:

Conteo por puntos

Esta técnica consiste en identificar y registrar todas las aves observadas o escuchadas desde un sitio definido, denominado como punto de conteo (Ortega *et al.*, 2012). Debido a que el conteo considera una parte (muestra) de los individuos presentes, dicho método permite realizar estimaciones de las poblaciones de aves (De la Maza & Bonacic, 2013). Asimismo, la información obtenida permitirá determinar densidad y riqueza de especies.

Los puntos de conteo tendrán un radio de 50 metros en los cuales, con la ayuda de un binocular Nykon 10x42, se identificarán las especies de aves que se observen dentro del área circular, por un lapso de 10 minutos. Estos conteos se realizarán de 5:00 a 11:00, todas las aves identificadas serán registradas en una ficha de campo. Cada punto de conteo será monitoreado por lo menos una vez al mes durante todos los meses del año por tres años seguidos (Ralph *et al.*, 1995; Chandler, 2011; Chandler *et al.*, 2013; Robinson, 2014).

Redes de neblina

Esta técnica de monitoreo permite la captura, marcaje (por medio de anillos) y recaptura de las aves. Los datos obtenidos mediante el uso de redes de neblina ayudarán a robustecer las estimaciones de abundancia, densidad y riqueza de especies evaluadas con el conteo por puntos. De manera complementaria, toda la información que se puede extraer de tener un ave en la mano permitirá comprender aspectos de la biología, comportamiento y ecología de las aves al conocer la estructura de las poblaciones (es decir, proporción de sexos y edades), así como la dinámica de las mismas (movimientos, sobrevivencia); realizar análisis de morfología y evaluar la condición física de las aves capturadas.

En cada punto de conteo se colocarán 10 redes de neblina de 12.0 metros de longitud y 2.5m de alto, con una luz de malla de 50 mm. Por cada individuo capturado se registrará la siguiente serie de datos: 1) especie, 2) numeración o coloración de anillos, 3) identificación de sexo (por estado reproductivo o dimorfismo sexual), edad y muda, 4) longitud del tarso y largo del pico, ala y cola, 5) peso, 6) cantidad de grasa. A cada individuo procesado se le tomará fotografías de cuerpo completo, así como en vista dorsal y ventral de la cabeza, ala y cola. Por cada punto de conteo las redes se mantendrán abiertas desde 0600 hasta las 1100 y se realizarán por lo menos 2 réplicas al año durante tres años consecutivos.

Monitoreo MOSI

Cuyas siglas significan Monitoreo de Supervivencia Invernal. Es un método frecuentemente aplicado para conocer estados poblacionales de aves migratorias neotropicales. Para aplicar esta metodología se identificará una o dos zonas de 20 hectáreas de bosque, en la cual(es) se instalarán 12 redes de neblina de 12.0x2.5m con una luz de malla de 36mm o 50mm. Las redes serán abiertas en los meses de noviembre, diciembre, enero, febrero, marzo y abril por los primeros tres días de cada mes. Por cada ave capturada se tomará registro de la misma serie de datos mencionados anteriormente, con la única excepción siendo la colocación de anillos de aluminio numerados en especies migratorias. Esta metodología será aplicada por tres años seguidos (Manglianesi, 2009; Gutiérrez, 2007).

Muestreo de nidos

Se realizará una técnica de monitoreo indirecto que poseen un gran valor en el seguimiento de las poblaciones como es la búsqueda de nidos (activos e inactivos). Ésta obtiene información sobre el éxito reproductivo y las características del hábitat propicio para la nidificación. También permite conocer importantes aspectos de la vida de las aves, como el tamaño de puesta (número de huevos), tiempo de incubación, tiempo de cría, número de puestas por temporada, entre otras. Esta información es de gran importancia para conocer potenciales impactos negativos, ya sea de origen natural o antrópico, sobre las poblaciones de aves y su vulnerabilidad frente a diversas actividades de manejo del hábitat (De la Maza & Bonacic, 2013).

Monitoreo de la vegetación

El monitoreo de fauna no basta con monitorear las especies animales, ya que éstos dependen fuertemente del hábitat donde se encuentran (De la Maza & Bonacic, 2013). Por esta razón se realizará una caracterización del hábitat en cada lugar donde sea ejecutada alguna de las técnicas de monitoreo descritas anteriormente. El tipo de hábitat será delimitado por el investigador (ej. bosque secundario, cafetal, etc.); y en cada uno de ellos se realizarán mediciones espaciales como ser: área, ubicación y posición (distancia entre hábitats y heterogeneidad dentro del área). Además, se incluirán datos como pendiente, especies vegetales dominantes, altura promedio y estrato horizontal de la vegetación y cobertura de dosel (en los casos que sea posible estimarse).

La integración del monitoreo de aves y la caracterización del hábitat permitirá conocer la diversidad de especies de aves, así como la fluctuación de las poblaciones y ecosistemas a lo largo del tiempo y el espacio como consecuencia de factores conocidos (Chediack, 2009). Información de gran importancia para formular e implementar estrategias de conservación para la protección de la diversidad de aves (Ralph *et al.*, 1995)

Análisis de Datos

Riqueza Específica: Curva de Acumulación de Especies, se utilizará para estimar el número de especies esperadas a partir de los muestreos. Muestra como el número de especies se va acumulando en función del número acumulado de muestras (Álvarez *et al.*, 2004).

Diversidad: Índice de Shannon-Weaver. Es uno de los índices más utilizados para cuantificar la biodiversidad específica (Pla, 2006). El índice sirve para evaluar el valor relativo de distintos hábitats basado en la diversidad de especies (relación número de especies presentes y su abundancia relativa; De la Maza & Bonacic, 2013).

5. Estrategias para implementación del plan de Investigación y Monitoreo Biológico

5.1 Participación comunitaria/actores claves

Se debe hacer todo lo posible para lograr que gobiernos locales, comunidades y sectores productivos se involucren en los procesos de investigación, aplicada a la gestión de los recursos naturales para la toma de decisiones.

5.2 Gestión de recursos financieros y humanos

Mediante el establecimiento de alianzas estratégicas con instituciones estatales y privadas se generaran recursos financieros y humanos indispensables en los procesos de investigación.

Por otro lado se elaborarán propuestas de investigación dentro del Parque Nacional Pico Pijol que permitan concursas por fondos de organizaciones extranjeras.

6. Cronograma

Objetivos	Actividades	Cantidad	Indicadores	Fecha de Ejecución	Responsable
Identificar el estado actual de las poblaciones de fauna y flora que permitan establecer los objetos de conservación.	Crear un equipo de investigación para realizar investigaciones en el Parque Nacional Pico Pijol	8 investigadores, y 8 para investigadores	Lista de integrantes del equipo de investigación	De Enero 2020 a febrero 2020	Comité de Gestión PNPP
	Realizar gira exploratoria para conocer las zonas del Parque Nacional Pico Pijol, implementar las metodologías más apropiadas para el monitoreo biológico y sociabilización del Presente Plan.	1 gira	Informe de la gira exploratoria	De febrero 2020 a marzo 2020	Comité de Gestión PNPP
	Realizar muestreos periódicamente para conocer los estados poblacionales de la flora y fauna	3 Muestreos	Informes de los monitoreos	De junio de 2020 a Diciembre de 2022	Comité de Gestión PNPP
	Establecer los objetos de monitoreo y conservación	Los que sean necesarios para la conservación	Lista de los objetos de conservación con su debida justificación	Enero de 2023	Comité de Gestión PNPP

Aplicar el índice de integridad ecológica en los ecosistemas presente en el Parque Nacional Pico Pijol.	Realizar el análisis de Integridad Ecológica de los ecosistemas del Parque Nacional Pico Pijol haciendo uso de los datos obtenidos en el monitoreo.	1 Reporte	Reporte sobre el índice de integridad ecológica para el parque Nacional Pico Pijol elaborado.	Enero de 2023 al Diciembre de 2023	Comité de Gestión PNPP
Identificar los recursos ecológicos utilizados por las comunidades para establecer estrategias de conservación que permitan un desarrollo sostenible.	Utilizar encuestas semiestructuradas con el fin de conocer los recursos del Parque Nacional Pico Pijol en las comunidades aledañas.	1 informe	Informe elaborado de los recursos utilizados por las comunidades	Enero de 2024	Comité de Gestión PNPP
	Generar estrategias de desarrollo sostenible de los recursos provenientes del Parque Nacional Pico Pijol.	1 informe	Informe elaborado de las estrategias a implementar		
	Realizar estudios de pagos por servicios ambientales	1 informe	Informe elaborado sobre el pago por servicios ambientales	Marzo de 2024	Comité de Gestión PNPP

7. Presupuesto

Numero	Actividades	2020	2021	2022	2023	2024	Total (Lps.)
1	Crear un equipo de investigación y realizar una gira exploratoria para conocer las diferentes zonas del Parque Nacional Pico Pijol, implementar las metodologías más apropiadas para el monitoreo biológico y Sociabilización del presente Plan de Investigación.	80,000.00	-	-	-	-	80,000.00
3	Realizar muestreos periódicamente para conocer los estados poblacionales de la flora y fauna	300,000.00	300,000.00	300,000.00	-	-	900,000.00
4	Establecer los objetos de monitoreo y conservación	-	-	-	10,000.00	-	10,000.00
5	Realizar el análisis de Integridad Ecológica de los ecosistemas del Parque Nacional Pico Pijol haciendo uso de los datos obtenidos en el monitoreo.	-	-	-	20,000.00	-	20,000.00
6	Utilizar encuestas semiestructuradas con el fin de conocer los recursos del Parque Nacional Pico Pijol en las comunidades aledañas.	-	-	-	-	50,000.00	50,000.00
7	Generar e implementar estrategias de desarrollo sostenible de los recursos provenientes del Parque Nacional Pico Pijol.	-	-	-	-	100,000.00	100,000.00
Total		380,000.00	300,000.00	300,000.00	30,000.00	150,000.00	1,160,000.00

8. Bibliografías

- Alba, J. (1996). *Macroinvertebrados Acuáticos y Calidad de las Aguas de los Ríos*. Departamento de Biología Animal y Ecología. Universidad de Granada.
- Álvarez, M. et al. (2004). Manual de métodos para el desarrollo de inventarios de biodiversidad. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Bogotá. 230 pp.
- Aranda, J. M. (2012). Manual para el rastreo de mamíferos de México. 1ª Ed. *Conabio*. México D.F.
- August, P. (1983). The role of habitat complexity and heterogeneity in structuring tropical mammal communities. *Ecology* 64: 1495-1507.
- Baker, R. J., Solari, S., Cirranello, A. y N. B. Simmons. (2016). Higher level classification of phyllostomid bats with a summary of DNA synapomorphies. *Acta Chiropterologica*, 18(1), 1-38. doi: 10.3161/15081109ACC2016.18.1.001.
- Barbour, M.T., J. Gerritsen, B.D. Snyder, J.B. Stribling. (1999). Rapid bioassessment protocols for use in Streams and wadeable rivers: Periphyton, benthic macroinvertebrates and fish, 2nd ed. EPA 841-B-99-002. U.S. Environmental Protection Agency, Office of Water, Washington, D.C.
- Bolívar, W. (2017). Técnicas de monitoreo y manipulación de fauna silvestre. Consejo de Biología, Universidad del Valle, Colombia. 12 pp
- Brose, U. y N. D. Martínez. (2004). Estimating the richness of species with variable mobility. *Oikos*, 105(2): 292-300.
- Chandler, R. (2011). Avian Ecology and Conservation in Tropical Agricultural Landscapes with Emphasis on *Vermivora Chrysoptera*.
- Chandler, R., D. King, R. Raudales, R. Trubey, C. Chandler & V. Arce. (2013). A Small-Scale Land-Sparing Approach to Conserving Biological Diversity in Tropical Agricultural Landscapes. *Conservation Biology*. 27(4): 785–795.
- Chediack, S.E. (2009). Monitoreo de biodiversidad y recursos naturales: ¿para qué? Corredor Biológico Mesoamericano - México. 87pp.
- Confederación Hidrográfica del Ebro. (2005). Metodología para el establecimiento el Estado Ecológico según la Directiva Marco del Agua. Protocolo de muestreo y análisis para Ictiofauna. *Ministerio del Medio Ambiente*, España, 51 pp.
- Colwell, R. K. (2013). EstimatesS (version 9): statistical estimation of species richness and shared species from sample. Persistent URL <purl.oclc.org/estimates>

- Colwell, R. K., y J. A. Coddington. (1994). Estimating terrestrial biodiversity through extrapolation. *Philosophical Transactions: Biological Sciences*, 345(1311), 101-118. doi: 10.1098/rstb.1994.0091.
- De la Maza M. y C. Bonacic. 2013. Manual para el monitoreo de fauna silvestre en Chile. Pontificia Universidad Católica de Chile. 202 pp.
- Dodd, K, Jr. (2010). Amphibian ecology and conservation: a handbook of techniques. Oxford University Press, New York. 556pp.
- Espinoza. H. (2014). Protocolo de muestreo de peces en aguas continentales para la aplicación de la Norma de Caudal Ecológico. Programa Nacional de Reservas de Agua. (1): 32 pp
- Gannon, W. L., R. S. Sikes y The Animal Care and Use Committee of the American Society of Mammalogists. (2007). Guidelines of the American Society of Mammalogists for the use of wild mammals in research. *Journal of Mammalogy*. 88: 809-823.
- Gutiérrez, M. (2007). Comportamiento Poblacional de Aves y Biometría de *Elaenia frantzii* en Volcán Mombacho. Trabajo Monográfico, Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua.
- Guerra, A., Gómez M. y Tobón C.L. (2013). Plan de Investigación y Monitoreo del Sistema Nacional de Áreas Protegidas (SINAP): Avances construidos desde la Mesa de Investigación y Monitoreo entre 2009 y 2012. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt y Parques Nacionales Naturales de Colombia. Bogotá, D. C., Colombia. 200 pp.
- Hoffmann, A., Decher, J., Rovero, F., Schaer, J., Voigt, C., and Wibbelt, G. (2010). Field methods and techniques for monitoring mammals. In: (J. Eymann, J. Degreef, C. Hauser, J.C. Monje, Y. Samyn, and D. Van den Spiegel, eds.) *Manual on field recording techniques and protocols for all taxa biodiversity inventories and monitoring*. Pensoft Publishers, Sofia, Bulgaria. pp. 482–529.
- Instituto de Conservación y Desarrollo Forestal, Áreas Protegidas y Vida Silvestre (ICF). (2019). Plan de Manejo Parque Nacional Pico Pijol. Honduras.
- Kingston, T. (2016). Bats. En T. Larsen (Ed.), *Core Standardized Methods for Rapid Biological Field Assessment* (pp. 59-82). Virginia, United States of America: Conservation International.
- Köhler, G. 2008. Reptiles of Central America. 2nd Ed. Herpeton-Verlag, 400 pp.
- Köhler, G. (2011) Amphibians of Central America. Herpeton, Verlag Elke Köhler, Offenbach, 378 pp.
- Komar, O., y Lara, K. (2013). Estrategia de monitoreo biológico en Honduras, 2013–2023. Pag 1-27.
- Kunz, T.H. y A. Kurta. (1988). Capture methods and holding devices. Págs.1-28 en: Kunz T. H. (ed.), *Ecological and behavioral methods for the study of bats*. Smithsonian Institution Press. Washington D. C.

- Kunz, T. H., Wemmer, C. D. y Hayssen, V. (1996). Sex, age, and reproductive condition of mammals. En D. E. Wilson, J. Nichols, R. Rudrin, R. Cole & M. Foster (Eds.), *Measuring and monitoring biological diversity* (pp. 279-290). Washington, DC, United States of America: Smithsonian Institution Press.
- LaVal, R. K., y B. Rodríguez-H. (2002). Murciélagos de Costa Rica. Bats. Santo Domingo de Heredia: Instituto Nacional de Biodiversidad. Costa Rica.
- Lee, S. M y A. Chao. 1994. Estimating population size via sample coverage for closed capture-recapture model. *Biometrics*, 50: 88-97.
- Manglianesi, M. (2009). Establecimiento y manejo de una estación del Programa de Monitoreo y Sobrevivencia Invernal (MoSI) en un Bosque Tropical Seco. *Zeledonia*. 13: 23-32.
- McCranie, J.R. (2011). The snakes of Honduras. SSAR, Salt Lake City, 725 pp.
- McCranie, J.R. (2015). A checklist of the amphibians and reptiles of Honduras, with additions, comments on taxonomy, some recent taxonomic decisions, and areas of further studies needed. *Zootaxa* 3931 (3): 352–386
- McCranie, J.R. y Castañeda, F.E. (2007) Guía de Campo de los Anfibios de Honduras. Bibliomania! Salt Lake City, Utah, x + 304 pp. + 147 plates.
- McCranie, James R. y Gunther, K. (2015). The Anoles (Reptilia: Squamata: Dactyloidae: Anolis: Norops) of Honduras. Systematics, Distribution, and Conservation. *Bull. Mus. Comp. Zool. Harvard* (Special Publication Series, No. 1): 1-280 [review in *Q. J. Biol.* 91: 227].
- Medellín, R. A., Arita, H. T., y H. O. Sánchez. (2008). *Identificación de los murciélagos de México. Clave de Campo* (2ª ed.). México: Universidad Nacional Autónoma de México.
- Medina, A. (2014). *Murciélagos de Nicaragua* (1ª ed.). Managua, Nicaragua: Programa de Conservación de Murciélagos de Nicaragua (PCMN) y Ministerio del Ambiente y los Recursos Naturales (MARENA).
- Mendez, E. (1993). *Los roedores de Panamá*. Panamá: Edición Privada.
- Mills J., B. Ellis, K. Mckee, J. Maiztegui and J. Childs. (1991). Habitat Associations and Relative Densities of Rodent Populations in Cultivated Areas of Central Argentina. *Wildlife Disease and Zoonotics*. 469-479.
- Ministerio del Ambiente. (2014). Métodos de colecta, identificación y análisis de comunidades biológicas: plancton, perifiton, bentos (macroinvertebrados) y necton (peces) en aguas continentales del Perú / Departamento de Limnología, Departamento de Ictiología, Universidad Nacional Mayor de San Marcos, (1): 75 pp.

- Mora, J. M. (2016). Clave para la Identificación de las Especies de Murciélagos de Honduras. *Ceiba* 54(2): 93-117.
- Mostacedo, B., Fredericksen, S. (2000) Manual de Métodos Básicos de Muestreo y Análisis en Ecología Vegetal. Editora el Pais. Santa Cruz, Bolivia.
- Ortega, R., L.A. Sánchez-González, H. Berlanga, V. Rodríguez-Contreras & V. Vargas. (2012). Manual para monitores comunitarios de aves. Corredor Biológico Mesoamericano - México. 32 pp.
- Pla, L. (2006). Biodiversidad: Inferencia basada en el índice de Shannon y la riqueza. *Interciencia*, 31(8): 583-590.
- R Core Team. (2017). *R: A language and environment for statistical computing*. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria.
- Ralph, C.J., G.R. Geupel, P. Pyle, T.E. Martin, D.F. DeSante & B. Milá. (1996). Manual de métodos de campo para el monitoreo de aves terrestres. Gen. Tech. Rep. Pacific Southwest Research Station, Forest Service, U.S. 46 pp.
- Reid, F. A. (2009). *A field guide to the mammals of Central America & southeast Mexico* (2ª ed.). New York, United States of America: Oxford University Press.
- Rex, K., Kelm, D. H., Wiesner, K., Kunz, T. H., y C. C. Voigt. (2008). Species richness and structure of three Neotropical bat assemblages. *Biological Journal of the Linnean Society*, 94(3), 617-629. doi: 10.1111/j.1095-8312.2008.01014.x
- Robinson, W.D. (2014). Protocolo para monitoreo de aves en bosques de Panamá. En: Metodologías para el Sistema de Monitoreo de la Diversidad Biológica de Panamá (versión en español). Puerta Piñero C., Gullison R.E., Condit R.S. (Edts.)
- Scipioni, N.; Casciotta, J.R.; Almirón, A.E.; Santinón, J.J.; y, Ruiz-Díaz, F.J. (2016). Análisis de la diversidad de peces en ambientes asociados al río Paraná en el área de la represa de Yacyretá. *Rev. Vet.*, 27 (2): 86-92.
- Timm, R. M., LaVal, R. K., y B. Rodríguez.H. (1999). Clave de campo para los murciélagos de Costa Rica. *Brenesia* (52): 1-32.
- Villalobos,V.D., Ramírez, J. D., Chacón, E., Pineda, W., y Rodríguez, B. (2016). *Clave para la identificación de los roedores de Costa Rica* (1ª ed.). Costa Rica: Ciudad Universitaria Rodrigo Facio.
- Wilson, D.E., y D.M. Reeder. (2005). *Mammal species of the world: a taxonomic and geographic reference*. Johns Hopkins University Press. United States of America: Baltimore, Maryland.

Zarco. V. M., Valdez. J. L., Ángeles. G., y Castillo, O. (2010). Estructura y diversidad de la vegetación arbórea del Parque Estatal Agua Blanca, Macuspana, Tabasco. *Universidad y ciencia*, 26(1), Pag 1-1.