

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE CIENCIAS QUIMICAS Y FARMACIA**

**SELECCIÓN DE LA MEJOR AREA PARA LA TOMA DE MUESTRAS
EN ONICOMICOSIS**

Informe final de Tesis

Presentado por:

Maria Evangelina Casia Cárcamo

Para optar al título de:

Química Biológica

PROPIEDAD DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
Biblioteca Central

Guatemala, septiembre de 2002

DL

06

T(607)

JUNTA DIRECTIVA

M. Sc. Gerardo Leonel Arroyo Catalán	Decano
Licda. Jannette Magaly Sandoval de Cardona	Secretaria
Licda. Gloria Elizabeth Navas Escobedo	Vocal I
Lic. Juan Francisco Pérez Sabino	Vocal II
Dr. Federico Adolfo Richter Martínez	Vocal III
Br. Jorge José García Polo	Vocal IV
Br. Liza Leonor Carranza Jui	Vocal V

DEDICATORIA

- A Dios: Agradezco por iluminar mi vida y darme la fortaleza para alcanzar mis metas.
- A San Judas Tadeo: Mi maestro y guía de toda la vida.
- A mis Padres: Santos Jesús y Clara Luz, por su inagotable amor, apoyo y perseverancia en la enseñanza de los verdaderos valores de la vida.
- A mis hermanos: Mónica, Leonardo, Antonio, Pablo, Miguel y Andrea por ser cada uno de ellos tan especiales para mi.
- A mi esposo: Por sus consejos y motivación para seguir adelante.
- A mi hija: Por ser mi inspiración cada día.
- A mis amigos: Don Guillermo, por su cariño y consejos, y compañeros de la Universidad por su ayuda y apoyo desinteresado.
- A mis compañeros de trabajo: Carolina y Silvia por sus consejos y motivación.

INDICE

RESUME	1
1. INTRODUCCIÓN	3
2. ANTECEDENTES	5
2.1 Definición de onicomicosis	5
2.2 Epidemiología	6
2.3 Patogenia	7
2.4 Etiología	8
2.4.1 Dermatofitos	8
2.4.2 Hongos levaduriformes	11
2.4.3 Hongos saprofiticos	12
2.5 Cuadro Clínico	13
2.6 Histopatología	14
2.7 Diagnóstico diferencial	15
2.8 Diagnóstico	15
2.8.1 Toma de muestras	16
2.8.2 Examen microscópico inicial	17
2.8.3 Cultivo	17
2.9 Tratamiento	18
2.10 Métodos de Control	19
3. JUSTIFICACIÓN	21
4. OBJETIVOS	22
5. HIPÓTESIS	23
6. MATERIALES Y METODOS	24
7. DISEÑO DE LA INVESTIGACIÓN	27
8. RESULTADOS	28
9. DISCUSIÓN DE RESULTADOS	33
10. CONCLUSIONES	36
11. RECOMENDACIONES	38
12. REFERENCIAS	39
13. ANEXOS	43

RESUMEN

El presente trabajo se realizó para buscar un área distinta a la utilizada rutinariamente en el laboratorio para la toma de muestras en onicomycosis, a efecto de aumentar el número de aislamientos del agente causal, ya que con base en las estadísticas reportadas por el Instituto Guatemalteco de Seguridad Social del año 1997 al 1998, se sabe que menos del 50 por ciento de las muestras con hongos son positivas al cultivo.

Se utilizó como base del presente estudio, los resultados contenidos en los libros de control de pacientes del año 1998 de la clínica de micología del Instituto Guatemalteco de Seguridad Social, en donde se puede ver que la recuperación del hongo se incrementa cuando la muestra se toma de la parte profunda de la uña dañada.

La importancia de conocer la identidad del agente causal radica en el aporte epidemiológico. A demás se sabe que dependiendo del tipo de hongo implicado así será la terapéutica a seguir. Otro aspecto importante es realizar un buen examen diferencial con otras patologías cuyos cuadros clínicos pueden sugerir onicomycosis.

Para lo anteriormente mencionado se muestreó la uña afectada de 150 pacientes en dos regiones: superficial y profunda, haciendo un total de 300 muestras. A cada una de las muestras se les realizó el examen microscópico inicial con KOH al 20% y su correspondiente cultivo en agar Sabouraud más antibióticos.

De los pacientes muestreados se observó mayor cantidad de mujeres que hombres con lesiones en las uñas, y casi en su mayoría en las uñas de los pies.

Con ésta técnica y utilizando la muestra profunda, se logró aumentar los aislamientos en cultivo de 26.39 (para la superficial) a un 73.61 por ciento, observándose el apareamiento del hongo con mayor rapidez, pureza y cantidad.

De acuerdo a los agentes aislados se pudo concluir que siguen predominando los dermatofitos, aislándose principalmente *T. rubrum*, seguido de *T. mentagrophytes* y *Candida albicans*.

1. INTRODUCCION

Las infecciones de las uñas producidas por hongos son conocidas con el nombre genérico de onicomycosis que incluye procesos causados por especies de hongos queratinofílicos patógenos primarios de las uñas, llamados dermatofitos, y onicopatías en las que se involucran levaduras del género *Candida*, y otras en las que se aíslan hongos filamentosos no dermatofitos generalmente saprofitos del ambiente los que afectan a las uñas previamente lesionadas por traumatismos y distrofias de diferente origen (1, 3).

El aislamiento de estos últimos hongos suele dar motivo a plantearse la siguiente pregunta; ¿es el hongo aislado realmente el agente responsable de la lesión ungueal, o bien se trata de una contaminación y colonización de una uña lesionada por otras causas? (estas otras causas pueden ser un trastorno congénito, causas externas, enfermedades cutáneas que afectan la piel del dorso de los dedos de las manos o pies y pueden causar uñas distróficas, y otras). Sin duda la aportación del diagnóstico micológico aquí es esencial para definir la situación y orientar al tratamiento más adecuado (1, 3).

Por este motivo, existe el consenso universal de que para efectuar un tratamiento correcto de una onicomycosis, es imprescindible disponer previamente de un diagnóstico micológico en el que se estipule claramente cual es la especie fúngica aislada de la uña (3-4).

Una vez establecido el diagnóstico de onicomycosis, se debe seleccionar el tratamiento adecuado y el más eficaz, puesto que algunos de los hongos responsables son resistentes a ciertos antifúngicos orales (3-4).

Por lo ya mencionado se hace necesario identificar la especie involucrada en las onicomycosis, no sólo para elegir el tratamiento adecuado sino por el aporte epidemiológico que éste brinda (3-4).

Las estadísticas del mes Enero de 1997 a Enero de 1998 reportados por la policlínica del Instituto Guatemalteco de Seguridad Social, revelan que menos del 50 por ciento de las muestras de onicomycosis son positivas al cultivo.

La razón por la cual el hongo no es capaz de desarrollarse en el medio de cultivo no se conoce con certeza, sin embargo, algunos factores como la viabilidad del hongo, escasa cantidad del mismo en el material ungueal y uso de antimicóticos previos a la toma de muestra tomada, son algunos de los aspectos importantes que pueden afectar el crecimiento del hongo. Es por ello que se hacen necesarias nuevas técnicas de toma de muestras para aumentar el porcentaje de positividad del cultivo.

En el presente trabajo se hizo una comparación del aislamiento del hongo a partir de muestras obtenidas de dos áreas distintas de la uña afectada. Una muestra fue tomada del área superficial, distal o borde de la lámina ungueal alterada (muestra que actualmente se utiliza) y la otra, de la región profunda, área de contacto con la parte sana de la uña, muestra con la que se logró incrementar el porcentaje de aislamiento.

Ambas muestras fueron sometidas al examen micológico completo: Microscopía inicial y cultivo con la posterior identificación del hongo aislado.

2. ANTECEDENTES

GENERALIDADES DE LA UÑA:

Las uñas son formaciones córneas, epidérmicas, elásticas, compuestas por queratina dura que recubren la cara dorsal de la tercera falange de los dedos de las manos y de los pies. Tienen forma ovalada o elíptica, con su eje mayor paralelo a la de la falange; son convexas transversalmente y más o menos blancas y transparentes (7).

En la uña se distinguen las siguientes partes: la raíz o porción de uña incrustada en el repliegue dérmico, la cual es blanda, flexible y circundada por un borde delgado; el cuerpo de la uña, que continúa a la raíz; la extremidad libre, de color blanco grisáceo, la cual crece constantemente y cuando alcanza cierta longitud se encorva hacia la yema de los dedos(7).

La uña está constituida por células planas, de citoplasma hialino y córneo. Dichas células se tornan más aplanadas, cuanto más superficiales se encuentran. El lecho de la uña se encuentra formado por una capa dérmica de células germinativas, observándose como en la piel, células basales y células espinosas. Esta capa germinativa está más desarrollada en el nivel de la raíz de la uña, donde constituye la llamada matriz ungueal (7).

Dentro de las múltiples patologías que afectan a las uñas tenemos las infecciones por distintos hongos, tanto patógenos como saprófitos pero principalmente los dermatofitos (7).

2.1 ONICOMICOSIS:

En términos generales la onicomicosis incluye cualquier infección de la uña producida por algún hongo. Generalmente, es un proceso crónico que se caracteriza porque

la uña afectada se ve alterada en su anatomía y dependiendo del hongo involucrado pueden observarse algunos signos característicos que orientan a pensar en el posible causante del problema. (3-8).

Existe una amplia variedad de hongos que pueden causar este tipo de infección y para llegar a establecer su identidad exacta es necesario realizar ciertos exámenes, de los cuales el cultivo es sumamente necesario, ya que a partir de este se evalúan características morfológicas macroscópicas y microscópicas que se pueden observar únicamente en medio de cultivo, pero hasta ahora la positividad de los cultivos es bajo(3-8).

Un pequeño estudio realizado por Licda. Heidi Elke Logemann L. en 1997 en la Clínica de Micología del Instituto Guatemalteco de Seguridad Social, reveló que al tomar la muestra de la región profunda de la lesión ungueal, donde el área sana está en contacto con el área afectada, se incrementa la recuperación del hongo en los medios de cultivo utilizados rutinariamente (9). No se tienen datos de estudios similares en otros países.

Algunas patologías de las uñas presentan características que pueden semejar un proceso micótico como es el caso de la psoriasis, liquen y atrofia ungueal, por lo que es necesario establecer un diagnóstico diferencial(6-8).

2.2 EPIDEMIOLOGIA:

Dentro de las micosis cutáneas las tiñas o dermatofitosis son las micosis más frecuentes que afectan al ser humano, seguidas de las candidosis. La tiña del pie y las onicomycosis son los padecimientos más comunes (9,12).

Aproximadamente arriba del 60 por ciento de la población presenta por lo menos una de estas afecciones. En zonas costeras el porcentaje de positividad es del 80 por ciento o más. Se ha observado una asociación cada vez mayor entre *Candida albicans* y un dermatofito. El principal causante de tiñas, incluyendo la onicomycosis, es *Trichophyton rubrum* (71.2%) seguido por *T. mentagrophytes* (13.7%) (13).

El sexo masculino es el más afectado entre 20 a 40 años de edad. La candidosis ungueal se presenta la mayoría de veces en uñas de manos de personas que tiene contacto constante con agua o que por su trabajo mantienen las manos húmedas (9, 12).

La mayoría de onicomycosis causadas por hongos saprófitos se asocian con personas de edad avanzada en las que muchas veces existe ya un daño ungueal causado por un dermatofito (9,12).

Estudios en Guatemala revelan que las onicomycosis en niños ha sido un padecimiento bastante raro, sin embargo, últimamente ha aumentado el número de casos presentándose entre 6 y 12 años con un ligero predominio en el sexo masculino. La mayoría la adquieren por contacto con sus padres quienes padecen ya sea de tiña del pie o de las uñas, aumentándose en épocas de alta humedad. El signo clínico más frecuentemente observado fue la hiperqueratosis subungueal el agente causal *T. rubrum* seguido por la asociación de *T. rubrum* y *C. albicans* (2).

Son consideradas personas de riesgo las que trabajan en panaderías, tortillerías, lavanderías, así también los cocineros, albañiles, agricultores, etc, que mantienen las uñas de manos o pies húmedas o expuestas a esporas de hongos. También el uso de esteroides es un factor importante así como enfermedades predisponentes como la diabetes (12-16).

2.3 PATOGENIA:

El proceso se inicia, la mayoría de veces, por contacto directo con personas o animales infectados y por fomites.

Los hongos involucrados como causantes de onicomycosis, únicamente se reproducen en la capa córnea, con excepción de los hongos levaduriformes, quienes dependiendo de las condiciones del hospedero, pueden extenderse e invadir diferentes partes del organismo humano causando otras afecciones. Los dermatofitos invaden la porción queratinizada de la placa ungueal o la porción córnea del lecho de la uña. En estas partes afectadas se pueden evidenciar las estructuras del agente causal, ya sea micelio o artroconidios en el caso de los dermatofitos, levaduras y pseudomicelio en el caso de los hongos levaduriformes y micelio o estructuras típicas cuando los agentes causales

involucrados son determinados hongos saprofitos. (9, 12-18).

2.4 ETIOLOGIA:

Las onicomycosis pueden ser causadas por varios grupos de hongos, siendo los dermatofitos los más importantes, seguidos de los hongos levaduriformes y en menor frecuencia los hongos saprófitos (8-10).

2.4.1 Dermatofitos:

Son un grupo heterogéneo de hongos cuya característica principal es que son queratinofílicos. Este grupo está formado por tres géneros: *Microsporum*, *Trichophyton* y *Epidermophyton*. Estos géneros han sido encontrados a nivel mundial, pero las especies varían dependiendo del área. En E.E.U.U., un estudio reveló que las especies encontradas como causantes de onicomycosis, en orden de frecuencia, están: *T. rubrum*, *T. mentagrophytes* (variedad interdigital), en menor frecuencia *E. floccosum*, *T. sulphureum*, *T. megninii*, *T. shoenleinii*, *T. soudanese*, *T. violaceum* y *T. concentricum*. (25).

Otros estudios en Suecia y Australia coinciden en que el *T. rubrum* es el más frecuentemente aislado de infecciones de los pies, seguido de *E. floccosum*, *T. mentagrophytes*, *T. tonsurans* y *M. Canis* (36).

Las principales especies involucradas como causantes de daño ungueal en Guatemala son las siguientes:

2.4.1.1 *Trichophyton rubrum*:

Este microorganismo ha sido encontrado a nivel mundial y muy frecuentemente causa infecciones en el pie y en las uñas del pie. Este hongo es antropofílico y una vez que se establece es muy difícil erradicarlo (5-12).

Debido a que los aislamientos del *T. rubrum* son totalmente variables, su

identificación llega a ser muy difícil. Sin embargo los micólogos afirman que la identificación es muy importante debido a que se requiere una terapia muy rigurosa y extensa (5-12).

Características macroscópicas: Se observa micelio aéreo blanco que puede ser abundante o escaso y presenta un pigmento que va desde vino tinto a café claro, por lo que puede confundirse con *T. Mentagrophytes*. Para diferenciarlos se debe recurrir a otras pruebas adicionales como la de urea y perforación del pelo *in vitro* (5-12).

Características microscópicas: Presenta microconidios piriformes, pequeños; en raras ocasiones se encuentran macroconidios, si las hay, en forma de lápiz, formado de 3 a 5 células(5-12).

2.4.1.2 *Trichophyton mentagrophytes*:

Este hongo es el causante del pie de atleta, pero no es difícil de curar. Presenta dos especies:

2.4.1.2.1 *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes*, o granular: Esta variedad es de origen zoofilico y cuando infecta al hombre puede producir inflamaciones considerables.

Características macroscópicas: Tiene muy poco micelio aéreo, es plana de color blanco, en el reverso produce un pigmento rojizo a café (5-12).

Características microscópicas: Presenta microconidios redondos o ligeramente ovalados dispuestos en grupos, hifas en espiral y macroconidios alargados con divisiones o septos (5-12).

2.4.1.2.2 *T. mentagrophytes* var. *interdigitale*, o algodonosa: Esta variedad es de tipo antropofilico.

Características macroscópicas: Crece gran cantidad de micelio aéreo, es de color blanco y el pigmento en el reverso puede ser similar al anterior o estar ausente (5-12).

Características microscópicas: Presenta microconidios únicas o en grupos de forma esférica y eventualmente macroconidios e hifas en espiral (5-12).

2.4.1.3 *Microsporum canis*:

Este organismo es principalmente zoofílico. Es el principal causante de tiña capitis en niños en Guatemala (13, 14).

Características macroscópicas: la colonia de este hongo es de color blanco, algodonosa y la mayoría de las veces presenta en el reverso un color amarillo canario (5-12).

Características microscópicas: Forma macroconidios con doble pared, las que pueden estar espiculadas y presentar de 8 a 12 septos; tales estructuras son características y son de mucha ayuda para identificar este microorganismo (5-12).

2.4.1.4 *Microsporum gypseum*

Este microorganismo es considerado geofílico.

Características macroscópicas: La colonia es plana, pulverulenta de color café claro, algunas cepas desarrollan micelio blanco (5-12).

Características microscópicas: Presenta macroconidios de pared delgada con 4-6 septos muy característicos e importantes para su clasificación (5-12).

2.4.1.5 *Epidermophyton floccosum*:

Es la única especie de este género y es considerado antropofílico. Tiene una amplia distribución por todo el mundo. Se le relaciona más frecuentemente con tiña inguinal.

Características macroscópicas: La colonia es usualmente amarilla a verde olivo, es plegada o arrugada, es muy fina y de textura como piel de gamuza y comúnmente tiene áreas pleomorfas (5-12).

Características microscópicas: Presenta macroconidias de pared delgada que se forman solas o en grupos de 2 o 3, y poseen de 2-3 septos y la punta de cada septo es redondeada. También se pueden apreciar clamidoconidios aislados o en cadenas (5-12).

2.4.2 Hongos Levaduriformes:

Para que se inicie el proceso, la mayoría de veces debe existir algún factor predisponente. Los géneros involucrados son *Candida* y *Trichosporon*. Las principales especies son:

2.4.2.1 *Candida albicans*:

Se puede encontrar *Candida* en casi todos los casos de dermatofitosis corticoesteropeadas y solo en condiciones favorables se convierte en hongo patógeno.

Características macroscópicas: Es de apariencia pastosa, color crema, lisa y al transcurrir el tiempo se vuelve rugosa y plegada.

Características microscópicas: Se encuentran filamentos, levaduras y pseudomicelio.

La producción de clamidoconidios en medios con poca glucosa como papa-zanahoria o agar harina de maíz ayuda a identificar a *C. albicans*. Otras ayudas para la identificación es la prueba de producción de tubos germinales o el auxonograma de carbono, o utilizando pruebas comerciales automatizadas, por ejemplo AMS (Vitek Systems, Hazel Woud, MO) en el cual se emplea una cartilla bioquímica específica, y el Quantum (Abbot laboratories, Diagnostic División, Dallas, TX) que usa un cartucho de levaduras (5,13-25).

2.4.2.2 *Trichosporon beigeli*:

Se ha encontrado como parte de la microbiota normal de la piel, también en animales y en el ambiente y solo ataca en condiciones especiales, poca higiene o algún traumatismo previo. Características macroscópicas: Lo mismo que *Candida* tiene una colonia de apariencia pastosa, estriada con pliegues irregulares y de color crema.

Características microscópicas: Presenta hifas hialinas, septadas, blastoconidios y artroconidios.

microorganismo invada y viva en la queratina de la uña la cual ha sido dañada previamente de alguna manera, este microorganismo es muy persistente y puede reaparecer incluso después de remover la uña quirúrgicamente.

Características macroscópicas: La colonia crece rápidamente es de superficie ligeramente aterciopelada y blanca al inicio, la que se va tornando pulverulenta y de color café claro, con un tono más claro en la periferia.

Características microscópicas: Presenta hifas septadas, con conidióforos simples y cortos, de donde surgen las fiálides, solitarias o en grupos, dando una semejanza con *Penicillium*, pero sus conidias o anelosporas, son grandes (4 a 9 micras), con doble pared y forma de limón. Están cortadas en la base, formando un cuello corto. Las conidias maduras generalmente son rugosas y espiculadas (13-25).

2.4.3.3 *Penicillium*:

Características macroscópicas: Este hongo contaminante es de crecimiento rápido en los medios de cultivo utilizados en laboratorio. La superficie de su colonia al inicio es blanca pulverulenta, que con el tiempo se torna verde-grisácea con los bordes blancos. Algunas especies difieren en color y textura. El reverso es generalmente blanco, pero puede ser rojo o café.

Características microscópicas: Presenta hifas septadas y su conidióforo puede ser ramificado o no, con ramificaciones secundarias, conocidas como métulas. De la métula surgen la fiálides, varias de cada una (generalmente tres) y de éstas surgen las conidias en cadenas, no ramificadas las que pueden ser lisas o rugosas. La apariencia de este hongo es de "pincel" (5, 13-25).

2.5 CUADRO CLINICO:

Las uñas afectadas pierden el color y el brillo, aumentan de espesor, se tornan friables y quebradizas, pudiendo aparecer depresiones y surcos como consecuencia de la

inflamación de los pliegues periungueales. La infección suele comenzar distalmente o en los bordes laterales de la uña acumulándose debajo de la misma residuos epidérmicos caseosos en los cuales se encuentran gran cantidad de hongos. No suelen observarse estos detritos en las infecciones de las uñas por *C. albicans*. En algunos casos se separa de su lecho el extremo distal de la uña, la cual adelgaza, se arruga, desgarrar y deforma. Las infecciones por *T. rubrum* suelen afectar el espesor total de la uña, la cual queda al final completamente destruida (8-20).

Existe casi siempre antecedente de infección previa de los dedos, de manos o pies, siendo afectadas con más frecuencia las uñas de los pies que de las manos, pudiendo ser invadidas una o más de ellas. La tiña de las uñas es sin duda la más resistente de todas las infecciones fungosas y no muestra tendencia a la curación espontánea. No existe paroniquia excepto en casos de una sobreinfección bacteriana (8-20).

En el caso de infección por *C. albicans* la uña se decolora o pigmenta de color amarillento, verde o negro, un dato muy importante es el dolor e inflamación periungueal; invade la placa ungueal y al mismo tiempo produce deformidad muy similar a la micosis por dermatofitos. Así mismo las infecciones causadas por hongos saprófitos u oportunistas presentan síntomas y cambios en las uñas como los mencionados anteriormente (8-20).

Existen estudios realizados en Guatemala en los que se indica casos de tineas asociados a *C. albicans* (infecciones mixtas) que por sus características (cronicidad, uso de diversos antifúngicos, impresión clínica, etc.) hacen suponer que inicialmente fueron lesiones dermatofíticas y que por un tratamiento inadecuado (antibióticos, antibacterianos o antifúngicos no específicos), hubo una invasión secundaria por *Candida*. Además se han encontrado otros agentes como responsables de las uñas dañadas y clínicamente estas lesiones no son distinguibles de las descritas anteriormente (21).

2.6 Histopatología:

Pueden incluirse en parafina raspaduras de uñas infectadas y practicar cortes como si se tratara de tejidos blandos. Se encuentra los filamentos y las esporas del hongo entre

las laminillas, paralelas a la superficie, quedando exenta la porción más superficial de la uña: como esta estructura carece de vasos no existe respuesta inflamatoria (16, 25).

2.7 Diagnóstico Diferencial:

Es importante tomar en cuenta que existe una serie de padecimientos que pueden alterar la estructura normal de la uña y que pueden sugerir un proceso micótico. Las alteraciones de la uña, diferentes a una micosis, pueden ser de origen congénito o ser manifestaciones de una enfermedad generalizada.

Los trastornos congénitos incluyen leuconiquia no micótica, dedos hipocráticos, líneas de Beau (estrías o líneas transversales) y paroniquia congénita.

Como manifestaciones de diversas enfermedades se pueden presentar uñas distróficas, tal es el caso de alteraciones como: eccema, liquen plano, enfermedad de Darier, escleroderma, siringomelia, enfermedad de Raynaud, hipertiroidismo, queratodermia, queratosis palmar, acrodermatitis perstans, dermatitis exfoliativa, onicolisis ideopática psoriasis, etc. La psoriasis con manifestación ungueal es el trastorno que más simula una onicomycosis, clínicamente es difícil hacer la diferencia (19-28).

La mayoría de los padecimientos mencionados, afectan varias uñas y generalmente tienen distribución simétrica (19-28).

La confirmación micológica es la prueba final del diagnóstico en todos los casos (19-28).

2.8 DIAGNOSTICO:

El diagnóstico de las onicomycosis se basa en: El cuadro clínico, descrito anteriormente y el examen micológico de las escamas o detritus subungueales, el cual incluye examen directo o microscopía inicial de la muestra y el cultivo, con la posterior identificación del agente causal (12-28).

2.8.1 Toma de muestra:

Antes de la toma de muestra es importante obtener cierta información sobre el paciente como: edad, ocupación, tiempo de evolución e inicio de la misma, uso de medicamentos previos a la toma de muestra, además de signos y síntomas. También es importante conocer si existen enfermedades asociadas.

Otro aspecto muy importante es que el paciente debe presentarse sin haberse aplicado ningún tratamiento tópico, talcos, cremas u otro que dificulte el diagnóstico, por lo menos por 3 días (18-28).

Para el procedimiento de toma de la muestra debe tenerse en cuenta que: Debido a que el área alrededor del sitio de infección es usualmente contaminado con hongos saprofitos y bacterias (cuando el calzado utilizado es destapado y las uñas están en contacto directo con el ambiente) estos frecuentemente crecen sobre algunos medios de cultivo lo cual oculta o suprime el crecimiento de los hongos patógenos, por lo que para evitar esto se recomienda que la superficie del área afectada debe ser limpiada con alcohol al 70% y si las uñas están quebradas los contaminantes pueden ser removidos con agua destilada estéril (18-28).

La técnica de raspado hasta ahora empleada es tomar con una mano el bisturí mientras la otra sujeta firmemente el dedo de la uña afectada, se procede a seleccionar zonas friables o de color anormal y se practica el raspado por debajo de la uña. Si el paciente tiene uñas demasiado gruesas o rajadas estas pueden ser cortadas y remitidas al laboratorio, deben estudiarse los residuos situados debajo del área excavado de las uñas hiperqueratóticas aumentadas de espesor (18-28).

Los hongos principalmente los dermatofitos pueden sobrevivir por largos períodos de tiempo en especímenes secos como las uñas por lo que el examen microscópico y el cultivo puede realizarse pasado cierto tiempo de colectada la muestra (18-28).

Después de recolectada la muestra se prosigue con el examen microscópico y con el cultivo para la posterior clasificación por género y especie por medio de las características macro y microscópicas de las colonias obtenidas (18-28).

2.8.2 Examen directo o microscópico inicial:

Es una de las ayudas diagnósticas más valiosas en el campo de la dermatología y permite establecer un diagnóstico presuntivo, aunque la distribución y concentración del hongo en la uña son muy variables y originan dificultades cuando se efectúa este examen (17-22).

Para esto algunas de las escamas o material infectado de la uña recolectado se colocan sobre una lámina porta objetos; se agregan una o dos gotas de solución de hidróxido de potasio al 20%, es útil agregar tinta azul negra Parker Superchrome al KOH para colorear las hifas haciéndolas más notorias; si se añade dimetilsulfóxido (DMSO) al KOH (20% de KOH y 36% de DMSO) ayuda a que el KOH digiera la muestra y hace ver más clara la preparación; después se calienta la preparación por unos pocos segundos con un mechero, el hidróxido de potasio disuelve el material queratínico pero las hifas resisten esta digestión. Al enfriarse la lámina se le coloca un cubre objetos y se examina al microscopio. Una preparación bien practicada debe ser delgada y no debe contener fragmentos de material queratínico que dificulten el examen. Es conveniente presionar el cubre objetos con un papel absorbente, para eliminar el exceso de hidróxido de potasio y adelgazar más la preparación. Las hifas se visualizan como elementos delgados con paredes regulares, ordinariamente ramificadas, de diámetro uniforme; pueden ser cortas o largas y poseen septos en su interior (17- 28).

Deben diferenciarse las hifas de las pseudohifas, o mejor aún, del efecto mosaico, consistente en estructuras de aspecto poligonal, de diámetro irregular y que consisten en pequeñas gotas de lípidos que se acumulan entre las células de la capa córnea. Además debe diferenciarse de otras estructuras como fibras de algodón, lana, materiales sintéticos, gotitas de grasa, desechos vegetales y otras (17-28).

2.8.3 Cultivo:

Como ya se mencionó anteriormente, los agentes implicados en onicomycosis pueden ser los dermatofitos, levaduras y hongos saprófitos y sus características clínicas

pueden confundirse entre sí, así también en el examen directo en el cual sólo se observan estructuras no específicas de cada especie; por lo que se hace necesario realizar un cultivo.

Para esto se toman escamas de la misma muestra tomada para el examen microscópico se depositan sobre el medio de cultivo, el cual deberá incubarse a temperatura ambiente. En término de dos a cuatro semanas se obtiene el crecimiento de las colonias y puede verificarse la identificación del microorganismo (5-18).

El medio de cultivo clásico para identificar los dermatofitos y candidas es el de Sabouraud, al que se le añade cloranfenicol para inhibir el crecimiento bacteriano y cicloheximida para frenar el desarrollo de los hongos no patógenos. Este medio contiene glucosa y peptona como nutrientes básicos para los hongos. También puede utilizarse un extracto de malta (5-18).

El DTM (Dermatophyte-Test-Medium) es un medio de cultivo al cual se le ha agregado un colorante amarillo que vira a rojo en presencia de los metabolitos de los dermatofitos. Sin embargo, no es absolutamente específico, puesto que otros hongos también cambian el color del medio (9-18).

Un alto índice de sospecha en presencia de los signos ya mencionados es fundamental para lograr el diagnóstico de las micosis y es obligatorio el examen directo (9-18).

En aquellos casos en los cuales se sospecha una micosis y el examen directo es negativo, deberá recurrirse al cultivo para comprobar su presencia (9-18).

2.9 Tratamiento:

En las lesiones relativamente pequeñas de las dermatofitosis se puede efectuar un tratamiento tópico con base en derivados imidazólicos, tales como clotrimazol, miconazol, econazol, isoconazol, bifonazol, tioconazol, ketoconazol o ciclo-piroxolamina en crema o lociones. Sin embargo, en el caso de las uñas con extenso compromiso, es imperativo el uso de antimicóticos sistémicos como la griseofulvina en dosis de 500 a 1,000 mg diarios

en adultos o 10-20 mg/kg de peso en niños durante 20 o 30 días, para controlar la infección cutánea. En general las lesiones responden favorablemente a esta terapia, pero ocasionalmente hay cepas resistentes que obligan a utilizar otros medicamentos (25-30).

El ketoconazol por vía oral es una alternativa terapéutica para tener en cuenta en caso de intolerancia a la griseofulvina y su efectividad es similar a esta. No obstante, es importante el control de las pruebas hepáticas, particularmente cuando la terapia se prolonga por más de dos o tres semanas. Se administra en dosis de 200 mg/día (25-32).

Recientemente se ha empleado el itraconazol antifúngico sistémico, triazólico, cuya actividad fungistática tiene un amplio espectro sobre micosis superficiales y profundas. Sus ventajas sobre el ketoconazol parecen centrarse sobre menor toxicidad hepática; su dosis es de 100 mg/día. Otros antifúngicos con características fungicidas son la terbinafina en dosis de 250 mg/día durante 3 meses; amorolfina en laca tópica para uñas 1 vez por semana durante varios meses; tioconazol al 28% tópico cada día durante varios meses; biofonazol al 1% con base de urea al 40% oclusivo de la placa ungueal, y posteriormente se aplica terapia tópica convencional; finalmente fluconazol 150 mg cada semana durante varias semanas (25-32).

Debe evitarse, además, el uso de irritantes tópicos, excesiva higiene con jabón, alcohol y otros desinfectantes, medidas que generalmente el paciente utiliza como automedicación para controlar la infección y que contribuyen a complicar el cuadro (25-32).

2.10 Métodos de Control:

Las medidas para el control efectivo de estas micosis debe abarcar, no sólo el tratamiento de los individuos infectados, sino también los ambientes anexos para prevenir infecciones o reinfecciones (33-35).

Como medidas de control o descontaminación de áreas potenciales de riesgo (suelo, baños, piscinas, colchonetas de judo, karate, gimnasios, etc.) o para evitar contaminar se sugiere: Aseo riguroso, periódico y sistemático con aspiración mecánica del polvo de los pisos y alfombras. Uso de detergentes con actividad desinfectante (Tego 103-G o Dicloro-5-

Triantona de sodio, entre otros) en dichos lugares. Usar sandalias o zapatillas en dormitorios, baños, alfombras, etc. Secado exhaustivo de los pies después de la ducha y aplicación de talco que contenga un antifungico. Realizar una adecuada desinfección del calzado en uso con el fin de eliminar los posibles hongos presentes en ellos. Eliminación de roedores que son portadores de dermatofitos (35-43).

3. JUSTIFICACION

Actualmente en Guatemala, menos del 50 por ciento de las muestras de uñas con infección micótica (KOH positivo) crecen en las condiciones de cultivo rutinarias. Esto constituye un problema cuando se necesita el resultado del cultivo como un elemento confirmatorio de la infección, en el caso de que la observación microscópica no sea clara.

Es primordial el diagnóstico diferencial ya que existen enfermedades que simulan ser onicomycosis, y en el caso del examen microscópico las estructuras micóticas podrían estar ausentes o confundirse con otras estructuras, dificultando así el diagnóstico y haciendo imprescindible el cultivo para poder llegar a establecer la identidad del agente responsable y por consiguiente contribuir a establecer el diagnóstico definitivo.

Es por ello que es importante utilizar otra área de la uña que permita obtener una muestra que aumente el porcentaje de cultivos positivos.

Un estudio piloto (informe técnico no publicado) realizado en un grupo pequeño de pacientes, permitió demostrar que es posible aumentar el porcentaje de recuperación del hongo cuando la muestra es tomada del área profunda de la uña, la que está en contacto con la parte sana, situación que no ha sido demostrada con estudios formales. Por lo anteriormente expuesto, se hizo necesario validar científicamente el área más adecuada para la toma de muestra que aumente el porcentaje de aislamiento del agente causal, lo que permitirá establecer la terapéutica adecuada al conocer con exactitud la etiología real del problema, ya que ciertos hongos necesitan un tratamiento mucho más riguroso para lograr erradicarlos.

4. OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL:

*Contribuir al diagnóstico correcto de la onicomicosis en pacientes que acuden al laboratorio de Micología de la policlínica del I.G.S.S.

OBJETIVOS ESPECIFICOS:

* Aislar los agentes causales de onicomicosis en muestras de uñas de pacientes que acuden a la clínica de Micología del I.G.S.S.

* Establecer una mejor área de toma de muestras en onicomicosis que ayude al aislamiento del hongo.

* Modificar la técnica utilizada para la toma de muestras de uñas infectadas por hongos.

* Incrementar el porcentaje de aislamientos de cultivos para muestras de pacientes con onicomicosis.

5. HIPOTESIS

La región de la uña afectada que está en contacto con la parte sana de la misma es el área adecuada para obtener la muestra y elevar el porcentaje de aislamiento del agente causal en las onicomicosis.

6. MATERIALES Y METODOS

6.1 UNIVERSO DE TRABAJO:

Pacientes de la clínica de Micología del I.G.S.S de la zona 1.

6.2 MUESTRA:

Ciento cincuenta pacientes a los que se les tomo dos muestras haciendo un total de 300, hombres o mujeres sin importar la edad, que consultaron a la clínica de Micología del Instituto Guatemalteco de Seguridad Social de la zona 1 de la capital de Guatemala, que presentaron lesiones micóticas en las uñas de pies o manos y que no estaban sometidos a tratamiento médico.

6.3 RECURSOS HUMANOS:

- Asesora: Licenciada Hiedi Logemann Q.B. Profesora titular del departamento de Microbiología de la Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia de la Universidad de San Carlos de Guatemala.

- Estudiante de la carrera de Química Biológica: Evangelina Casia Cárcamo.
- Personal técnico que trabaja en el laboratorio del I.G.S.S.

6.4 RECURSOS INSTITUCIONALES:

Instituto Guatemalteco de Seguridad Social -I.G.S.S.-

6.5 RECURSOS FISICOS:

Clinica de Micología del I.G.S.S.

6.6 MATERIALES:

* EQUIPO:

Microscopio de luz

Incubadora

Autoclave

Campana bacteriológica

* INSTRUMENTOS:

Láminas porta objetos 76X26 mm

Láminas cubre objetos 22X22 mm

Cajas de Petri de vidrio

Bisturí # 15, mango # 3

Mechero de Bunsen

Tubos de vidrio de 130 X 15 mm, con tapa de rosca

Asas bacteriológicas

* MEDIOS Y REACTIVOS

Medio de cultivo Sabouraud con antibióticos

Hidróxido de Potasio al 20%

6.7 PROCEDIMIENTO

- Tomar las muestras así:

**de la parte externa de la uña de interés raspar algunas escamas de la lesión y

****desgastar la uña hasta llegar a la región profunda para tomar la segunda muestra y colocar las escamas en caja de petri de vidrio.**

- **Para ambas muestras colocar parte de las escamas en 2 porta objetos.**
- **Agregar a cada muestra una o dos gotas de KOH al 20%.**
- **Colocarles una lámina cubre objetos.**
- **Calentar la preparación por unos segundos con el mechero.**
- **Presionar con el borrador de un lápiz, la preparación suavemente, para ayudar a que el KOH penetre y digiera el tejido y eliminar el exceso del KOH.**
- **Observar al microscopio en objetivo de 40X y buscar estructuras micóticas; reportar lo observado como estructuras sugestivas de, ya sea de levaduras, dermatofitos y otros.**
- **Tomar una porción de cada una de las muestras y colocarlas en la superficie del pico de flauta del medio de cultivo de Sabouraud con antibióticos, cerrar parcialmente el tubo e incubar a 27°C y descartar como negativo al cumplir 3 semanas (12).**
- **Evaluar la identidad de los hongos aislados.**

7. DISEÑO DE LA INVESTIGACION

El presente es un estudio descriptivo, por lo que el diseño del mismo corresponde a la tabulación de los datos en base a la comparación del crecimiento o no del hongo de las dos muestras tomadas de la misma uña en los medios de cultivo utilizados rutinariamente.

8. RESULTADOS

Se seleccionaron 150 pacientes con las características necesarias para incluirlos en el estudio y se procedió a tomar 2 muestras de cada paciente, la superficial, la cual se utilizó como control y que es la que se ha utilizado rutinariamente en el laboratorio, y la profunda la cual propone aumentar la positividad de los cultivos, haciendo un total de 300 muestras. La población estudiada fue 102 mujeres y 48 hombres, la mayoría de ellos entre las edades de 11 – 30 años (tabla #1).

Tabla # 1: Edad y género de los 150 pacientes estudiados.

Edad (años)	Hombres		Mujeres		Total	
	No.	%	No.	%	No.	%
11-20	7	4.67	39	26	46	30.67
21-30	28	18.67	40	26.67	68	45.33
31-40	7	4.67	14	9.33	21	14
41-50	5	3.33	6	4	11	7.33
< 70	1	0.66	3	2	4	2.67
TOTAL	48	32	102	68	150	100

Se observó un predominio de lesiones en la uña de los pies (94 por ciento) y en menor cantidad en las uñas de las manos (6 por ciento) (tabla #2).

Tabla # 2: Procedencia de las muestras

UÑAS	No.	%
MANOS	9	6
PIES	141	94
TOTAL	150	100

Las uñas lesionadas presentaban características generales como cambios de color a amarillo, café o negro, con mal olor, gruesas, deformes, quebradizas, porosas y las de mayor tiempo de evolución dolorosas.

Se les realizó la microscopía inicial, con KOH al 20% a las 300 muestras, obteniendo 129 positivas para la superficial y 142 para las muestras profundas (tabla #3).

Tabla # 3: Microscopía inicial con KOH al 20% de las 300 muestras analizadas.

	Tipo de Muestra			
	Superficial		Profunda	
	No.	%	No.	%
Positivo	129	86	142	94.7
Negativo	21	14	8	5.3
TOTAL	150	100	150	100

Al comparar los resultados microscópicos de las muestras superficiales con las profundas, se pudo observar que las estructuras fúngicas en las profundas fueron más claras y el micelio de mayor longitud y en mayor cantidad, mientras que en las superficiales fueron más escasas y con fragmentos más cortos. Al comparar estos resultados se detectó una diferencia de 13 muestras las que fueron positivas únicamente en la profunda y 8 que fueron negativas tanto para las superficiales como para las profundas (tabla #4).

Tabla # 4: Comparación de resultados de microscopía inicial (KOH) entre las muestras superficiales y profundas.

Muestras Profundas	Muestras superficiales	
	Positivo	Negativo
Positivo	129	13
Negativo	0	8

Finalmente se realizó el cultivo tanto de las muestras superficiales como de las profundas evaluándose semanalmente. Para las muestras superficiales se obtuvieron 52 cultivos positivos que corresponde a un 34.67 por ciento del total de muestras tomadas y 98 negativos. En el caso de las muestras profundas se obtuvo 145 cultivos positivos correspondientes a un 96.62 por ciento y 5 negativos equivalente a un 3.38 por ciento del total (tabla #5).

Tabla # 5: Resultados de cultivos de 150 muestras superficiales y 150 muestras profundas.

Resultado del cultivo	Tipo de Muestra			
	Superficial		profunda	
	No.	%	No.	%
Positivo	52	34.67	145	26.62
Negativo	98	65.33	5	3.38
TOTAL	150	100	150	100

Una comparación entre la positividad del KOH y cultivo en ambas muestras evidencia la diferencia de recuperación del hongo cuando se utiliza la muestra profunda 73.61 por ciento, contra un 26.39 por ciento en el caso de las muestras superficiales (tabla #6).

Tabla # 6: Datos comparativos de la positividad del KOH y cultivo.

Tipo de Muestra	KOH		Cultivo	
	No.	%	No.	%
Superficial	129	47.6	52	26.39
Profunda	142	52.4	145	73.61
TOTAL	271	100	197	100

Se observó que el crecimiento de las colonias a partir de la siembra de muestras superficiales fue más lento (aproximadamente de 8 días) mientras que de las muestras profundas, el desarrollo de la colonia fue más rápido (4 días).

Las características de las colonias aisladas en cultivo para muestras superficiales fueron colonias pequeñas de escaso micelio aéreo y numerosas colonias de bacterias y hongos contaminantes; en el caso de las muestras profundas fue mayor cantidad de micelio aéreo y colonias más puras, sin contaminantes.

Con respecto a los microorganismos aislados tenemos 9 casos de levaduras las cuales corresponden al género *Candida* y 136 casos de dermatofitos de los cuales el más frecuente fue *T. rubrum* y con menor frecuencia *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* e *interdigitale* (tabla #7). En cuanto a los tres casos de cultivo negativo y KOH positivo se observó micelio compatible con dermatofito.

Tabla # 7: Hongos aislados a partir de 300 muestras de uñas analizadas.

Agente	Superficial		Profunda	
	No.	%	No.	%
<i>T. rubrum</i>	43	82.69	118	81.38
<i>T. mentagrophytes</i>	5	9.62	18	12.41
<i>C. albicans</i>	4	7.69	9	6.21
TOTAL	52	100	145	100

PROPIEDAD DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS
Biblioteca Cer

9. DISCUSION DE RESULTADOS

En el presente estudio se obtuvo un alto porcentaje de afección en el sexo femenino (68%), lo que es contrario a lo informado anteriormente en la epidemiología en donde el sexo masculino es el más afectado. El mayor porcentaje de la población se encontraba entre las edades de 11-30 años.

De acuerdo a los resultados reportados por la clínica de micología del Instituto Guatemalteco de Seguridad Social menos del 50 por ciento de los hongos causantes de onicomycosis es recuperado por medio de cultivo, por lo que se optó por buscar un área distinta a la utilizada para aumentar este porcentaje.

Se recopilaron los datos de los pacientes en una ficha clínica para conocer a la población que es afectada y para descartar a quienes habían estado bajo algún tipo de tratamiento recientemente, se prefirió no incluir en el estudio a los pacientes que presentaban problemas de diabetes debido al riesgo al que se exponen al tratar de obtener la muestra profunda.

De los pacientes estudiados, con un diagnóstico previo de onicomycosis, para la mayoría, en la etapa avanzada, se comprobó que la gran parte de la población desatiende este tipo de problema por no presentarse sintomatología alguna y consultan al médico cuando el grosor de la uña impide el uso de calzado y causa dolor, o por el mal aspecto al que ha llegado la uña. Otra causa por la cual acuden al médico es por las reacciones irritantes o alérgicas causadas por la automedicación con agentes como acetona, cloro alcohol y otros (3).

Las uñas mayormente afectadas fueron las de los pies en un porcentaje de 93.6 lo cual puede deberse a que los pies están más expuestos a la humedad y el zapato no permite que llegue aire y luz, condiciones que son propicias para el crecimiento de hongos; los casos de onicomycosis de manos son de personas cuyos oficios son cocinar, lavar, albañilería, jardinería, etc., oficios en los que tienen mayor oportunidad de estar en contacto con agua, sustancias irritantes y eventualmente traumatismos siendo estos motivos para la colonización por hongos.

Para tomar la muestra, el área de la uña se dividió en superficial y profunda, tomándose las primeras escamas de la uña dañada como muestra superficial y por medio de un excavado con bisturí se obtuvo la muestra profunda.

El examen microscópico inicial para ambas muestras reveló que en las muestras superficiales, las estructuras fúngicas se observaron deterioradas y en menos cantidad. Esto puede deberse a la disminución de materia orgánica y nutrientes necesarios para el desarrollo de los hongos, que ya han sido utilizados por el hongo causante del problema. En las muestras profundas se observaron estructuras (correspondientes, ya sea a *Candida* o dermatofito) más claras y fragmentos más largos y en mayor cantidad, debido a que en esa región la infección se encuentra activa y el hongo está en crecimiento o desarrollándose mejor.

De los resultados obtenidos puede observarse que la cantidad de cultivos positivos en los grupos controles (muestras superficiales) es muy baja, lo que confirma el poco desarrollo del micelio del hongo en los medios de cultivo.

Al evaluar los resultados de los cultivos tenemos que se cumple con la hipótesis planteada, ya que se logra aumentar el número de aislamientos utilizando una muestra profunda de la uña infectada; además se tienen otras ventajas, como el tiempo del apareamiento del hongo en los medios de cultivo, ya que se tiene un promedio de 4 días para el inicio del crecimiento para las muestras profundas y para las muestras control se tiene un promedio de 8 días. También se observó que hubo más contaminación bacteriana y fúngica (mohos saprofitos y levaduras) en las muestras control y escasa o nula para las muestras profundas; esto afecta en el aislamiento del hongo ya que existe competencia de desarrollo de este con el de los microorganismos contaminantes suprimiéndose el crecimiento y el desarrollo del hongo.

Se observó buena correlación de los exámenes microscópicos entre muestras superficiales y profundas ya que del total solamente 13 casos para las superficiales resultaron negativas y las mismas fueron positivas para las profundas; al comparar el KOH y cultivo tenemos diferencia para las muestras superficiales debido a que se obtuvieron 52 casos positivos para cultivo de los 129 casos positivos en KOH y para las muestras profundas tenemos mejor correlación ya que los 142 casos de KOH positivos y 3 de los 8 casos negativos dieron un resultado positivo para cultivo.

Respecto a los agentes aislados, se puede observar que así como se indica en la epidemiología, es *Trichophyton rubrum* el más frecuente seguido de *Trichophyton mentrigrophytes* y por último tenemos a *Candida albicans* los que se han aislado de las uñas infectadas por hongos.

De acuerdo con los resultados obtenidos se propone hacer una variante en la técnica ya conocida de toma de muestra la cual consiste en que se debe realizar un excavado de la uña afectada, hasta donde sea posible sin lastimar al paciente, tratando de llegar al área donde la parte sana se une con la dañada y las escamas obtenidas de esa región son utilizadas para realizar el examen microscópico inicial y el cultivo.

10. CONCLUSIONES

1. El número de KOH positivos de las muestras profundas (142) es mayor respecto al número de positivas para las superficiales (129).
2. Existe buena correlación entre los resultados del KOH de muestras superficiales y profundas, resultando 13 casos negativos para las superficiales y positivos para las profundas.
3. El porcentaje de positividad de cultivos para muestras superficiales fue de 35.14
4. El porcentaje de positividad de cultivos de muestras profundas fue de 96.62.
5. En más de la mitad de las muestras superficiales no se logró recuperar el agente en medio de cultivo, siendo éste un 65.3 por ciento del total.
6. El 3.38 por ciento de las muestras profundas dieron resultados negativos para cultivo.
7. Un tratamiento previo con antimicóticos afecta en el aislamiento del agente en cultivo.
8. Existe una mayor cantidad de casos de onicomycosis de pie (94 por ciento) que para onicomycosis de mano (6 por ciento).
9. Se estableció que la región profunda es la ideal para aislar el agente responsable en caso de infección micótica en la uña.
10. Se logró incrementar el porcentaje de aislamientos en cultivo de las muestras estudiadas de un 34.67 por ciento a un 96.66 por ciento.
11. Con muestra del área profunda se observó que el crecimiento de las colonias fue más rápido, más característico y además con menor contaminación.
12. Las estructuras del hongo de la uña infectada se distinguen mejor cuando se utiliza una muestra del área profunda.

13. Los dermatofitos predominaron sobre las levaduras en casos de infección de uñas ya sea de pies o manos, siendo *Trichophyton rubrum* el más frecuente (81.38 por ciento) seguido por *Trichophyton mentagrophytes* (12.41 por ciento) y por último *Candida albicans* (6.21 por ciento).
14. La propuesta de la variante de la técnica ya conocida es realizar un excavado profundo hasta donde la región sana se une con la dañada, y de allí tomar la muestra para los exámenes rutinarios: microscópico inicial y cultivo

11. RECOMENDACIONES

- Establecer el área profunda, para la toma de muestras en onicomicosis, para aumentar el aislamiento del agente causal.
- Rechazar a los pacientes que se presenten bajo tratamiento ya se tópico o sistémico de 6 semanas.

9. REFERENCIAS

1. Torres JM, Tratamiento tópico de las onicomicosis. Instituto Municipal de Investigación Médica, Universidad Autónoma de Barcelona. 1999;4p.
2. Chang P. Interpretando las uñas. Publicación de Laboratorios Menarini. Guatemala. 2000; 1-32.
3. Madrenys-Brunet N, Torres-Rodríguez JM, Urrea Arbeláez A. estudio epidemiológico de las micosis ungueales en Barcelona. Rev Iberoam Micol 1996;13: 14-17.
4. English MP. Comment: nails and fungi. Br J Dermatol 1976;94:697-701.
5. Reinel D, Clarke C. Comparative efficacy and safety of amorrolfina nail lacquer 5% in onychomycosis, once weekly versus twice-weekly. Clin Exp Dermatol 1997; 17 (Supl 1):44-49.
6. Logemann HE, Manual práctico de Micología Médica Universidad de San Carlos de Guatemala. 1995; 227pp.
7. Rippon JW., Micología Médica. 3 ed. México: Mc Graw-Hill, 1990;3-7, 186-203, 228-260.
8. Difonzo EM, Sttentendorf S. Aspetti clinici e terapeutici dell onicomicosi. Risultati del trattamento topico con bifonaoilo-urea unguento. Micol Dermatol. 1992;6: 181-187.
9. Logemann HE. Comunicación personal. Guatemala, 1997.
10. Falabella R, Escobar R, Giraldo N., Dermatología. 5 ed. Colombia: Corporación para investigaciones biológicas. 1997;165-170.
11. Fernández C., Clinical Atlas of Dermatology. London: Year Book Medical Publishers, Inc. 1997;32-34.
12. Chang P, Logemann HE. I Congreso Centroamericano, I Congreso Nacional de Micología. Onicomicosis en niños. Guatemala, 1992; 81p.
13. Logemann HE, Etiología de las Micosis Cutáneas en Guatemala. Memorias de I Congreso C.A. y I Congreso Nacional de Micología. 199;21p.
14. Bran G, Barrios C, Logemann H. Onicomicosis: Agentes causales en Guatemala. Memorias del primer Congreso C.A. y I Congreso Nacional de Micología.

Guatemala, 1992; 19p.

15. Silva Lizama E. I congreso Centroamericano, I Congreso Nacional de Micología. Actualización en Micosis Superficiales. Guatemala, 1992; 10p.

16. Fifth International Conference on the Mycoses. Venezuela: Panamerican Health Organization, 1990; 174-187, 205-209.

17. Benenson AS. Manual para el control de las enfermedades transmisibles. 16 ed. Washington D.C.: OPS/OMS, 1997; 74-79.

18. Koneman R. Micología Práctica de Laboratorio. 3 ed. Argentina: Médica Panamericana, 1989; 47-48, 63-70.

19. Pumarola A, Rogriguez-Torres A, García-Rodríguez J, Piedrola G. Microbiología y Parasitología Médica. Barcelona: Salvat editores. 1990; 275p.

20. Freeman B. Manual de Microbiología de Burrows. 21 ed. Barcelona: Interamericana. 1989; 102p.

21. Arenas R. Dermatología. México: Mc Graw-Hill. 1987; 522p.

22. Delacrétaz J, Gregorio D, Ducel G. Medical Micology. London: Year Book Medical Publishers Inc. 1996; 187p.

23. Samnan P. The Nails in Disease. 3 ed. Gran Bretaña: Western Printinn Services Ltd. Bristol. 1993; 222p.

24. Hernan V, Rojas W, Borrero J, Restrepo J. Enfermedades Infecciosas. 4 ed. Colombia: Corporación para investigación biológica. 1991; 525p.

25. De Backer M, De Keyser P, De Vroey C, Lesaffre E. Studies of the dermatophytes-effect on grow and morfology. Br J Dermatol 1996; 134: 16-17.

26. Clayton YM. Theory of the action of reducing agents on the skin. Clin Exp Dermatol 1991; 14: 101-103.

27. Elewski BE. Superficial and cutaneous infections caused by Moulds: dermatomycoses, In BB. Wentworth, diagnostic procedures for mycotic and parasitic infections. Arch Dermatol 1997; 133: 1317-1318.

28. Conant S, Callaway G. Micología. 3 ed. México: Interamericana S.A. de C.V. 1992; 432-435.

29. Cohen, D & M Goldin. Superficial fungus infections -The direct mounts and culture in *tinea pedis*. III. Med. J. 1991; 100: 252-253.

30. Lwanga S, Lemeshow S. Practical Manual to Sample Size Determination in Health Studies. U.S.A.: World Health Organization. 1991;27p.
31. Baker R. The Pathologic Anatomy of Mycoses. Germany: Springer Verlag, 1991;14-15.
32. Zaug M, Bergstraesser M. Amorolfine in the treatment of onychomycosises and dermatomycoses. Clin Exper Dermatol 1992; 17 (Supl 1): 61-70.
33. Torres-Rodríguez JM, Madrenys-Brunet N, Nicolás MC. Non-traumatic topical treatment of ungueal mycosis with urea associated with bifonazole. Mycosis 1991;34:499-504.
34. Sttentendorf S. Topical treatment of onychomycoses with bifonazole-urea ointment. En: Nolting S, Korting HC, eds. Onychomycoses, local antimycotic treatment. Berlín: Sringer Verlar 1990;102-107.
35. Degreef H. Onychomycosis. J Clin Pathol 1990;9(Supl 71): 91-97.
36. Einarson TR, Gupta AK, Shear NH, Arikian S. Clinical and economic factors in the treatment of onychomycoses. Pharmaco Exonomics 1996;4:307-320.
37. Goodfield MJ, Andrew L, Evans E. Short term treatment of dermatophyte onychomycosis with terbinafine. Br Med J 1992;304:1151-1154.
38. Villars V, Jones TC. Clinical efficacy and tolerability of terbinafine-a new topical and systemic fungicidal drug for treatment of dermatomycoses. Clin Exp Dermatol 1993;14(2):124-127.
39. White JE, Perkins PJ, Evans E. Succelful 2 week treatment with terbinafine for mocassin tinea pedis and manuum. Br J Dermatol 1991;125(3):260-262.
40. Suárez M, et al. Dermatofitosis en la Provincia de Ciego de Avila (Cuba). Boletín Micológico 1994;Vol 9(1-2):121-123.
41. Zaror L, Loarca S, Martínez C. Dermatofitos en reclutas y en áreas de riesgo en Regimientos de la ciudad de Valdivia (Chile). Boletín Micológico 1991;Vol 6:27-31.
42. González JF. Epidemiología de las Dermatofitosis Animales. Boletín Micológico 1990; Vol 5(1-2):29-42.
43. Ajello L, Getz M. Recovery of dermatophytes from shoes and shower stalls. J Inves Dermatol 1994;22:17-22.
44. Allen M, Taplin D. Epidemic Trichophyton mentagrophytes infections in servicemen source of infection, role of environment, host factors and susceptibility. JAMA 1993;226:

864-867.

45. Benenson AS. El control de las enfermedades transmisibles en el hombre. 13 ed. Washington. 1990;67-74.

46. Rook A. Textbook of dermatology. 3 ed. London: Blackwell Sci. Pub. 1995;786p.

47. Rebell C, Taplin D. Dermatophytes, their recognition and identification. Univ. Miami Press, Coral Gables, Florida. 1992; 224.

48. Nielsen P. An Epidemiological investigation of dermatologic fungus infections in the Northern Most Country of Sweden (Norrboiten) 1987-1991. Sweden; 1994. Mycosen 27:203-210.

49. Pastrana F. Pesquisaje de micosis en un centro de trabajo. Rev Cub Hig y Epid. 1996;25:213-224.

10. ANEXOS

Hoja para el registro de datos clínicos del paciente:

DATOS DEL PACIENTE

FECHA: _____

NOMBRE: _____

SEXO: _____

EDAD: _____

DATOS CLINICOS: _____

RESULTADOS DEL EXAMEN MICROSCOPICO:

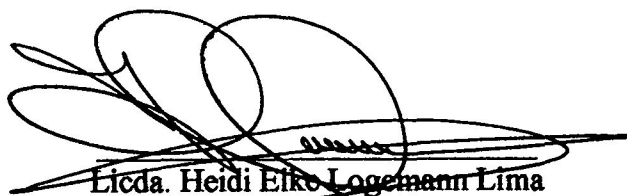
SUPERFICIAL	PROFUNDA

RESULTADOS DEL CULTIVO:

SUPERFICIAL	PROFUNDA



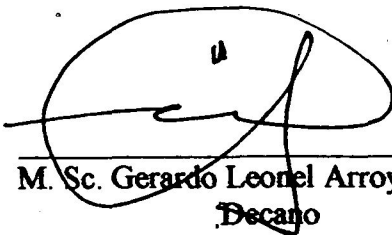
Maria Evangelina Casia Cárcamo
Tesisista



Licda. Heidi Elke Logemann Lima
Asesora



Licda. Alba Marina Valdés de García
Directora de Escuela



M. Sc. Gerardo Leonel Arroyo Catalán
Decano